



DAS

BOTANISCHE PRACTICUM.

ANLEITUNG

ZUM

SELBSTSTUDIUM DER MIKROSKOPISCHEN BOTANIK

FÜR

ANFÄNGER UND FORTGESCHRITTNERE.

MIT 182 HOLZSCHNITTEN.

VON

DR. EDUARD STRASBURGER,

O. Ö. PROFESSOR DER BOTANIK AN DER UNIVERSITÄT BONN.

JENA,
VERLAG VON GUSTAV FISCHER.
1884.



DAS
BOTANISCHE PRACTICUM.

ANLEITUNG

ZUM

SELBSTSTUDIUM DER MIKROSKOPISCHEN BOTANIK

FÜR

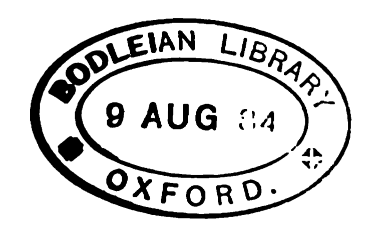
ANFÄNGER UND FORTGESCHRITTNERE.

MIT 182 HOLZSCHNITTEN.

VON

DR. EDUARD STRASBURGER
O. Ö. PROFESSOR DER BOTANIK AN DER UNIVERSITÄT BONN.

JENA.
VERLAG VON GUSTAV FISCHER.
1884.



Vorwort.

Die grossen Fortschritte, welche unsere Kenntnisse von dem inneren Bau der Organismen in den letzten Decennien gemacht haben, sind vor Allem der mikroskopischen Forschung zu danken. Dem entsprechend wuchs das Verlangen nach guten Mikroskopen, steigerten sich die Ansprüche an die Leistungsfähigkeit derselben und veranlassten die Optiker, auf eine stetige Vervollkommnung dieses Instruments zu sinnen. — Jeder namhafte Fortschritt auf optischem Gebiete zog seinerseits eine Fülle neuer Leistungen auf den Gebieten der mikroskopischen Forschung nach sich. So griffen seither und greifen noch die Erfolge auf beiden Gebieten in einander. Wir Mikroskopiker fühlen uns aber vor Allem dem Physiker Ernst Abbe verpflichtet, durch dessen rastlose Bestrebungen die jetzige Leistungsfähigkeit unserer Instrumente hauptsächlich erzielt wurde.

Mit der Erweiterung und Vertiefung der mikroskopischen Forschung vervollkommnete sich zugleich die mikroskopische Technik und bildete sich zu einer eigenen Kunstfertigkeit aus, ohne welche ein erspriessliches Arbeiten am Mikroskop nicht mehr möglich ist. — Nicht nur das mikroskopische Sehen will jetzt durch planmässige Uebung erlernt werden, sondern auch die kunstgerechte Zubereitung der zu beobachtenden Gegenstände, da ohne eine solche auch mit dem besten Mikroskop nur noch wenig zu erzielen ist.

Das vorliegende Buch stellt sich die Aufgabe, den Anfänger in die mikroskopische Botanik einzuführen und den Fortgeschritteneren in dem Studium derselben zu fördern. Beiden, dem Anfänger wie dem Fortgeschritteneren, soll Gelegenheit gegeben werden, sich nicht nur in der Beobachtung zu üben, sondern auch mit der ganzen modernen mikroskopischen Technik bekannt zu machen. Da die botanische Arbeit am Mikroskop besonders geeignet erscheint den Ausgangspunkt für mikroskopische Studien überhaupt zu bilden, so wird

dieses Buch nicht allein Demjenigen dienen können, der sich der Botanik zu widmen beabsichtigt, sondern auch allen Denjenigen, deren Beruf ein Vertrautsein mit dem Mikroskop verlangt. Auf das Bedürfniss der Mediciner ist insofern Rücksicht genommen worden, als die Cultur- und Untersuchungs-Methoden der Spaltpilze eingehende Behandlung erfuhren. Gerade diese letztgenannten Untersuchungen verlangen ja, wie nur zu oft vergessen wird, die genaueste Kenntniss der mikroskopischen Technik und können nur von Demjenigen mit Erfolg betrieben werden, der mit den Methoden der neuen Forschung vollkommen vertraut ist. — Die mikroskopische Forschung greift jetzt in immer weitere Kreise menschlichen Wissens hinein, so dass eine gewisse Erfahrung auf diesen Gebieten bald zu einer allgemeinen Anforderung der modernen Bildung gehören dürfte. Alles was sich an Naturwissenschaften anlehnt, wird dem Mikroskop dienstpflichtig und die stetig wachsende Anzahl optischer Institute, welche zu immer zugänglicher werdenden Preisen brauchbare Mikroskope liefern, ist wohl das beste Kriterium für die enorme Verbreitung, welche dieses Instrument bereits gefunden hat.

Da der Anfänger im „botanischen Practicum“ meist erscheint, ohne mit dem Gebrauch der optischen Instrumente auch nur oberflächlich vertraut zu sein, so ist auch das vorliegende Buch so gehalten, dass es zu Anfang möglichst wenig voraussetzt und erst allmählich die an den Beobachter zu stellenden Ansprüche steigert. So wird es auch Denjenigen, der ohne fremde Anleitung in den Gebrauch des Mikroskops eingeführt werden möchte, in den Stand setzen, dieses Ziel zu erreichen. Doch verlangt dieses Buch bereits eine gewisse Bekanntschaft mit den wichtigsten Thatsachen der Botanik, wie sie etwa durch das Hören einer Vorlesung über allgemeine Botanik, oder durch das Studium eines der neueren Handbücher der Botanik zu erreichen ist. Der mit grösseren Lettern gedruckte Theil des Textes ist für den Anfänger bestimmt und so gegliedert, dass er denselben vom Einfacheren zum Zusammengesetzteren leitet und in 34 Pensen mit den wichtigsten der am Mikroskop zu lösenden botanischen Aufgaben vertraut macht. Die Zahl der Pensen wurden auf 34 normirt, der Anzahl practischer Uebungen gemäss, die im Laufe eines Universitäts-Semesters mit Anfängern etwa abzuhalten sind. Dabei wird nicht vorausgesetzt, dass es möglich sei, in den wenigen Stunden, die jede practische Uebung zu dauern pflegt, die

in einem Pensum zusammengestellten Objecte erschöpfend zu studiren, doch wird die verfügbare Zeit meist ausreichen, um den Practicanten über die wichtigsten Theile der Aufgabe zu orientiren. Ausserdem wird ja die Wahl der Objecte, so weit dieselben frisch untersucht werden müssen, durch die Jahreszeiten eingeschränkt werden. Der Verfasser hat sich übrigens Mühe gegeben, so weit als möglich, solche Pflanzen zu behandeln, deren Entwicklung nicht an eine zu kurze Zeitdauer gebunden ist und auch auf die Anwendung von Alcohol-Material hingewiesen, das den Beobachter von der gegebenen Jahreszeit fast völlig unabhängig macht.

Der mit kleinen Lettern gedruckte Text ist für den Fortgeschritteneren bestimmt. Es wird erwartet, dass derselbe möglichst viele der behandelten Objecte durcharbeite und mehrere Stunden täglich dieser Arbeit widme. Das vorliegende Buch möchte auf diese Weise den Fortgeschritteneren vor zu rascher Inangriffnahme neuer Probleme und der sich hieraus leicht ergebenden Einseitigkeit schützen. Den klein gedruckten Text gesondert zusammenzustellen, erschien dem Verfasser nicht rathsam, da dieses unliebsame Wiederholungen veranlasst haben würde. Der kleinere Text schliesst eben meist unmittelbar an den grösseren an und der Fortgeschrittenere wird somit in letzterem die Anknüpfungspunkte für seine specielleren Aufgaben zu suchen haben. Wiederholungen konnten ohnedies bei der gegebenen Gliederung des Stoffes nicht ganz vermieden werden, da eine genaue Kenntniss des ganzen vorausgehenden Textes in jedem einzelnen Falle nicht vorausgesetzt werden durfte.

Auch als Objecte für die specielleren Untersuchungen wurden Pflanzen gewählt, die leicht zu beschaffen sind und eine nicht zu kurze Entwicklungsdauer haben.

Den Gebrauch der Instrumente und die mikroskopische Technik soll der Practicant während des Studiums der einzelnen Objecte erlernen, weshalb die diesbezüglichen Angaben durch den ganzen Text zerstreut sind. Um aber auch das Nachschlagen des Werkes für bestimmte Zwecke zu ermöglichen, entschloss sich der Verfasser den alphabetischen Registern eine möglichst grosse Ausdehnung zu geben. Herr Dr. W. Schimper hier hat die mühsame Arbeit der Anfertigung dieser Register übernommen und hierdurch den Verfasser zu aufrichtigstem Danke verpflichtet. Die Register sind, vier an der Zahl, dem Texte angehängt. Das erste Register enthält die Aufzählung der zur Verwendung kommenden Pflanzen

nebst Angaben über den Zustand, in dem sie untersucht werden sollen, eventuell auch über die Zeit, in der das nöthige Material einzulegen oder Aussaaten zu machen sind, welche bestimmte Entwicklungszustände für die Beobachtung zu liefern haben. Mit Hilfe des dem Text vorausgesandten Inhaltsverzeichnisses und dieses Registers wird es dem Lehrenden oder Lernenden leicht werden, frühzeitig das für jedes einzelne Pensum nöthige Material vorzubereiten. Das zweite Register fasst alle auf Instrumente und Utensilien sowie deren Gebrauch bezüglichen Daten zusammen. Das dritte Register giebt eine Aufzählung der Reagentien und Pflanzenstoffe. In dieses Register schaltete der Verfasser Angaben über die Darstellung gewisser Reagentien ein. Einzelne Fälle ausgenommen, wird es übrigens wohl vortheilhafter sein, sich diese Reagentien fertig von einer der empfohlenen Firmen zu beschaffen. In demselben Register fanden auch, der Vollständigkeit wegen, solche Reagentien und Pflanzenstoffe Aufnahme, die ihrer selteneren Anwendung oder unsicheren Nachweisung wegen im Texte unberücksichtigt blieben. Das vierte Register endlich ist ein allgemeines. — Diese vier Register dürften den Gebrauch des Buches auch Demjenigen ermöglichen, der sich zu anderweitigen Zwecken über bestimmte Fragen der mikroskopischen Technik orientiren will. Dieser letzteren ist aber in dem vorliegenden Werke ganz besondere Aufmerksamkeit zugewandt worden und deren Aufgaben möglichst weit, zum Theil über die augenblicklichen Bedürfnisse des Botanikers hinaus, gefasst worden.

Die erschöpfende Art der Behandlung welche den einzelnen Objecten zu Theil werden musste, nöthigte dem Verfasser überall selbständige Untersuchungen auf. Nur auf diese Weise war es möglich, alle die Fragen, welche ein mikroskopisches Bild an den Beobachter stellt, innerhalb gewisser Grenzen vorauszusehen und nach Möglichkeit zu beantworten. Da aber der Anfänger das Wesentliche vom Unwesentlichen im mikroskopischen Bilde nicht zu scheiden weiss und auch nach der Deutung des Unwesentlichen frägt, so musste die Schilderung oft in feinere Einzelheiten eingehen als es im Interesse der Uebersichtlichkeit des Textes fast erwünscht schien. Uebrigens ist es oft auch thatsächlich von Nutzen, dass der Beobachter die Einzelheiten im mikroskopischen Bilde, deren Wichtigkeit im Voraus nicht zu ermessen ist, beachten lerne und so seine Beobachtungsgabe schärfe. Solche aus einer eingehenden Schilderung der Objecte erwachsenden Vortheile halfen dem Verfasser über die Bedenken hinweg, welche

einer zu grossen Ausdehnung des Textes entgegenstanden. Fast die sämmtlichen Angaben dieses Buches, ungeachtet sie nur in seltenen Fällen sich auf bisher unbekannten Thatsachen beziehen, basiren somit auf Autopsie und auch die sämmtlichen Holzschnitte sind vom Verfasser für dieses Buch neu nach der Natur gezeichnet worden. Am Schlusse eines jeden Pensums finden sich die wichtigsten auf die behandelten Gegenstände bezüglichen Werke angeführt, aus welchen die vollständige Literatur zu gewinnen ist und aus welchen der Verfasser selbst Rath und Belehrung schöpfte. Correspondirende Zahlen im Texte weisen auf die genannten Werke hin.

Der Herr Verleger hat für vollendete Ausstattung des Werkes die grösste Mühe getragen, wofür ihm der Verfasser den verbindlichsten Dank schuldet.

Bonn, Anfang März 1884.

Eduard Strasburger.

Inhalts-Verzeichniss.

Einleitung.

I. Pensum.

II. Pensum.

III. Pensum.

IV. Pensum.

V. Pensum.

VI. Pensum.

VII. Pensum.

VIII. Pensum.

IX. Pensum.

X. Pensum.

XI. Pensum.

XII. Pensum.

XIII. Pensum.

XIV. Pensum.

XV. Pensum.

XVI. Pensum.

XVII. Pensum.

XVIII. Pensum.

XIX. Pensum.

XX. Pensum.

**

XXI. Pensum.

XXII. Pensum.

XXIII. Pensum.

XXIV. Pensum.

XXV. Pensum.

XXVI. Pensum.

XXVII. Pensum.

XXVIII. Pensum.

XXIX. Pensum.

XXX. Pensum.

XXXI. Pensum.

XXXII. Pensum.

XXXIII. Pensum.

XXXIV. Pensum.

Verzeichniss der Holzschnitte.

*

Einleitung.

Der Studirende an Hochschulen wird in den botanischen Instituten, in welchen er sich zum mikroskopischen Practicum meldet, die Instrumente vorfinden, die für seine Arbeit erforderlich sind. Demjenigen, der eine solche Anstalt nicht besucht, aber mit Hilfe dieses Buches in die mikroskopische Botanik eingeführt werden möchte, sowie Demjenigen, der unter allen Umständen ein eigenes Instrument zu besitzen wünscht, schlage ich eine der nachstehenden Combinationen vor:

C. Zeiss in Jena, Stativ VIIa, mit den Ocularen 2, 4 und 5 und den Objectiven (Objectivsystemen, auch kurz Systemen) B und D, im Preis von 158 Mark. Dieses Instrument lässt Vergrösserungen von 70 bis 580 zu.

E. Leitz in Wetzlar, mittleres Stativ, mit den Ocularen I und III, den Objectiven 3 und 7, in dem letzten Preis-Verzeichniss von 1882 unter Nr. 17, im Preis von 110 M. Das betreffende Instrument lässt Vergrösserungen von 80 bis 500 zu.

Seibert u. Krafft in Wetzlar, die unter Nr. 7 des letzten Katalogs von 1883 als „einfaches Mikroskop“ zusammengestellte Combination mit den Ocularen I und III und den Objectiven II und Va, eine Vergrösserung von 70 bis 610 zulassend, ohne Mikrometer, im Preise von 115 M.

L. Bénèche in Berlin, Grossbeerenstrasse Nr. 19, Stativ C, Oculare 2 und 3, Objective 4 und 9, 60 bis 500 Mal vergrössernd, Preis 140 M.

E. Hartnack in Potsdam, Waisenstrasse Nr. 39, Stativ VIII, Oculare 2 und 4, Objective 4 und 8 (älterer Construction), Vergrösserung 50 bis 600, für 164 M.

Fr. Schmidt und Haensch in Berlin, Stallschreiberstrasse 4, Stativ Nr. 7, mit drei Ocularen und den Objectiven 2 und 4, Vergrösserung 20 bis 500, Preis 135 M.

R. Winkel in Göttingen, Stativ 6, Oculare II und V, Objective 3 und 7, Vergrösserung 80 bis 630, Preis 136 M.

S. Plösl & Comp., Wien IV, Goldegggasse Nr. 6, Mikroskop Nr. 4, mit den Ocularen 2 und 4 und den Objectiven III und VII, Vergrösserung 60 bis 600, im Preise von 75 fl. ö. W.

A. Prazmowski in Paris, rue Bonaparte 1, Nachfolger der Firma Hartnack u. Prazmowski, führt dieselben Instrumente, die wir bei E. Hartnack in Potsdam angeführt haben und zu den nämlichen Preisen.

Wer eine grössere Ausgabe nicht scheut, thut wohl, statt des Wasser-Immersionssystems sich gleich ein System für homogene Immersion anzuschaffen. Die Systeme $^1/_{12}$ und $^1/_{18}$ engl. Zoll für homogene Immersion bei Zeiss kosten 350 und 400 M.; 1 a ($^1/_{12}$), 2 ($^1/_{16}$) und 3 ($^1/_{20}$) bei Leitz 130, 150 und 200 M.; bei Seibert und Krafft XII ($^1/_{12}$), XIII ($^1/_{16}$) und XIV ($^1/_{20}$) 200, 260 und 320 M.; bei Winkel $^1/_{10}$, $^1/_{14}$, $^1/_{20}$, $^1/_{24}$ und $^1/_{28}$ 150, 180, 250, 320 und 500 M.; bei Hartnack I ($^1/_{12}$), II ($^1/_{18}$), III ($^1/_{24}$), 200, 250 und 350 M.; bei Vérick 9 ($^1/_{12}$), 10 ($^1/_{16}$) und 12 ($^1/_{21}$) 200, 250 und 350 Fr. und ähnlich schwanken die Preise auch bei den übrigen continentalen Optikern. Theurer hingegen sind die englischen bei Powell and Lealand von $^1/_8$ bis $^1/_{25}$ von 12 bis zu 30 £. — Diese Systeme sind ohne Correction, da die Deckglasdicke für dieselben, innerhalb der zulässigen Grenzen, fast gleichgiltig ist. Diese Systeme vertragen beträchtlich stärkere Oculare als die Trockensysteme und auch als die Systeme für Wasser-Immersion, so dass hier mit einem einzigen Systeme, etwa dem $^1/_{12}$, durch Wechsel der Oculare, eben so viel wie durch mehrere Wasser-Immersionssysteme zu erreichen ist. Ein System für homogene Immersion, falls es vollkommen gebaut ist, kann somit mehrere Systeme anderer Art vertreten. Die höchste Leistungsfähigkeit der Systeme für homogene Immersion wird erst bei Anwendung des Abbe'schen Beleuchtungsapparates erreicht. Dieser lässt sich aber nur an den grösseren, somit kostspieligeren Stativen anbringen. Das billigste Stativ dieser Art bei Zeiss ist No. Va, das ohne Abbe'schen Beleuchtungsapparat 95 M., mit diesem Apparat 150 M. kostet. Der Oberkörper (Tisch sammt höher gelegenen Theilen) dieses Stativs ist nicht drehbar um die optische Axe; da nun aber eine solche Einrichtung entschieden grosse Vorteile gewährt, so empfiehlt es sich, gleich dem Stativ II, mit Drehung um die optische Axe, den Vorzug zu geben. Dieses kommt mit dem Abbe'schen Beleuchtungsapparat auf 250 M. zu stehen. Das billigste Stativ bei Leitz, das den Abbe'schen Beleuchtungsapparat zulässt, ist das Stativ Ib, ohne Drehung, und kostet 90 M.; der Beleuchtungsapparat dann noch 50 M. Bei Seibert und Krafft ist ein solcher bis hinab zu dem Stativ 4 anzubringen, das ebenfalls 90 M. kostet, der Beleuchtungsapparat hierzu 54 M. Aehnlich verhält es sich bei den anderen Optikern. — Doch selbst an den kleinen, von mir in der Uebersicht aufgezählten Stativen, lassen sich die Systeme für homogene Immersion mit grossem Vortheil anwenden.

Zum raschen Wechsel der Systeme lässt sich der sogenannte Revolver benutzen, und zwar an den kleineren Stativen nur diejenige Art, die an Stelle des unteren Trichters, am Tubus des Mikroskopes angeschraubt wird. Dieser Revolver (No. 101 bei Zeiss) kann vier Objective tragen, die an einer gewölbten, excentrisch befestigten Scheibe angebracht sind. Man braucht diese Scheibe nur zu drehen, um die Objektive zu wechseln. Eine kleine Schneide, die mit Feder dem Rande der Scheibe angedrückt

ist und die in entsprechend angebrachte Einschnitte einfällt, giebt jedesmal an, wenn ein Objectiv sich in der optischen Axe des Instrumentes befindet. Wird bei der Bestellung des Revolvers angegeben, für welche Objective er dienen soll, so lässt Zeiss Zwischenstücke von abgeglichener Länge an die Scheibe schrauben, so dass die Einstellungspunkte der betreffenden Objective annähernd gleichen Abstand erhalten. Dieser Revolver kostet 20 M., doch ist er nur für Objective mit kleiner Linsenfassung zu verwenden. Für grosse Stative werden hingegen Revolver für zwei und drei Objective construirt, welche die Anwendung von Systemen jeder Art gestatten, doch sind sie nur an solchen Stativen mit Vortheil zu verwenden, deren Tubus nicht in einer Hülse verschiebbar, vielmehr mit Zahn und Trieb eingestellt wird.

Von A. Nachet (Katalog 1881 No. 52) wird für 30 Fr. ein „Objectiv-Träger" geliefert, der dem Tubus anzuschrauben ist und einen sehr raschen Wechsel der Objective, die in den Träger nur eingeschoben zu werden brauchen, gestattet. Den Objectiven müssen zu diesem Zwecke aber Ringe angeschraubt werden, die Nachet zugleich mit dem Apparat liefert.

Es lassen sich Objective aus einer optischen Werkstatt an den Stativen aus einer anderen verwenden, um so mehr, als die meisten Optiker jetzt den Tubus mit einem und demselben Gewinde, dem „society-screw" versehen haben. Bei der üblichen Tubuslänge der continentalen Stative (150—170 *mm.*) ist bei Bestellungen der Objective auf dem Continente eine Angabe über die Länge des Tubus nicht nothwendig; wohl aber, wenn der Tubus die oben angegebene Norm übertrifft. Namentlich muss dieses beachtet werden bei Bestellungen der Objective für homogene Immersion.

Eine Theorie der mikroskopischen Bilderzeugung zu geben liegt nicht in meiner Absicht und verweise ich hierfür auf die Lehrbücher der Physik und auf die speciellen Werke über das Mikroskop.[1]) Meine Aufgabe soll hingegen darin bestehen, den Anfänger mit dem Gebrauch des Mikroskops, so weit als dieser für botanische Untersuchungen nothwendig ist, vertraut zu machen. Diese Unterweisung soll beim Studium der Objecte selbst geschehen. Damit aber die im Text zerstreuten Angaben leicht nach Bedürfniss verglichen werden können, gebe ich am Schlusse dieses Buches ein besonderes Verzeichniss, das alle auf die Beschreibung und den Gebrauch der Instrumente und Utensilien bezüglichen Stellen nachweist.

Ausser dem zusammengesetzten Mikroskop, dem Compositum, das wir bis jetzt ausschliesslich berücksichtigt haben, ist auch noch ein einfaches, das sogenannte Präparir-Mikroskop oder Simplex nothwendig. Ein grosses Präparir-Mikroskop (No. 107 des Katalogs von 1883) mit zugehörigem Linsensystem, das bei relativ grossem Focalabstand Vergrösserungen von 15, 20, 30, 40, 60 und 100 zulässt, liefert Zeiss für 80 M. Doch wird für die meisten Zwecke auch schon das viel einfachere kleine Präparir-Stativ No. 111 des Katalogs für 18 M. mit einer Lupe, die 5 und 10 mal vergrössert

(No. 112) für 6 M., einem Doublet von 15 und einem solchen von 30facher Vergrösserung (No. 113), zu 6 M. jedes, genügen. Die hier in Anwendung kommende Lupe kann zugleich als Handlupe dienen. Aehnliche grosse und kleine Präparir-Mikroskope werden, zu annähernd denselben Preisen, von andern Optikern geliefert.

Statt eines Simplex kann auch das bildumkehrende Prisma, prisme redresseur, nach Nachet, dienen, das dem Compositum aufgesetzt wird. Bei Nachet ist dieses bildumkehrende Prisma (25 Fr.) fest mit einem Ocular verbunden (Preis mit Ocular 35 Fr.), so auch bei Seibert und Krafft (mit Ocular 30 M.); bei Zeiss (ohne Ocular (18 M.) wird dasselbe mit tellerförmiger Fassung dem Ocular 2 aufgesetzt. — Demselben Zwecke wie das bildumkehrende Prisma dient auch das bildumkehrende Ocular von Hartnack (Preis bei Hartnack 20 M.), doch lässt sich letzteres nur an solchen Mikroskopen anbringen, die einen ausziehbaren Tubus besitzen. Das bildumkehrende Ocular wird nämlich dem untern Ende des ausziehbaren Tubustheiles eingeschraubt. Der Wechsel der Vergrösserungen mit einem und demselben Objectiv wird durch Verschiebung des inneren Rohres erzielt. Die Bilder entbehren zwar der vollen Schärfe, erfüllen aber doch in ausreichendem Maasse ihren Zweck. Das Präpariren unter dem zusammengesetzten Mikroskope hat bei sehr kleinen Gegenständen den Vortheil, dass man dieselben nicht aus dem Gesichtsfelde verliert und somit nicht bei Uebertragung von Compositum zum Simplex und umgekehrt, erst zu suchen hat. Das Präpariren mit dem bildumkehrenden Ocular bietet kaum grössere Schwierigkeiten als mit dem Simplex; beim bildumkehrenden Prisma wirkt hingegen im Anfang der Umstand störend, dass man nicht gerade abwärts, in der Richtung der präparirenden Hände, vielmehr schräg nach vorn in das Prisma hineinzusehen hat. Das bildumkehrende Prisma, das dem Ocular aufgesetzt wird, verkleinert das Gesichtsfeld, falls es mit einem anderen, als dem Ocular 2 benutzt wird. Das Compositum, das man in dieser Weise zum Präpariren gebraucht, muss mit entsprechend schwächeren Objectiven ausgerüstet sein, wozu die Objective a_1 und a_3 von Zeiss, zu 12 M. das Stück, oder andere gleich schwache Systeme sich empfehlen würden.

Zu den nothwendigsten Hilfsmitteln der mikroskopischen Forschung gehört eine gute Lupe, weil es oft gilt, sich mit dieser über den Gegenstand zu orientiren, der bei stärkerer Vergrösserung weiter untersucht werden soll. Falls das Simplex mit Lupen ausgerüstet ist, können diese, wie schon früher erwähnt wurde, als Handlupen dienen. Auch die Objectivlinsen an dem Linsensystem des grossen Zeiss'schen Präparirmikroskops lassen sich als Lupen benutzen. Zu empfehlen wäre dann aber noch die Anschaffung einer etwa 6fach vergrössernden Lupe. Sehr schön und demgemäss theuer (12—15 M.), sind die aplanatischen Lupen (No. 115 und 115a des Zeiss'schen Katalogs).

Als Zeichenprisma (camera lucida) zum Gebrauch am Mikro-

skop möchte ich vor Allem empfehlen die neue camera lucida nach Abbe (Zeiss' Katalog No. 64) im Preise von 30 M., oder die camera lucida mit zwei Prismen (Zeiss' Katalog No. 65) zum Preise von 21 M. Erstere ist speciell für Ocular 2 von Zeiss adjustirt und wird demselben aufgesetzt; sie gestattet ein Zeichnen auf horizontaler Fläche; während der Beobachtung wird sie abgenommen. Die zweite wird vermittels eines Ringes auf den Tubus oder das Ocular geschoben; sie verlangt ein Zeichnen auf geneigter Fläche, hat aber den Vortheil, dass man sie stets am Mikroskop behalten und während der Beobachtung nur bei Seite zu schieben braucht. Beide Apparate verlangen Zeichenpulte und zwar die Abbe'sche Camera ein horizontales, das Zeichenprisma ein unter circa 25° geneigtes. Die Höhe der Pulte dürfte im Allgemeinen diejenige des Objecttisches am Mikroskop sein, bei besonders weit- oder kurzsichtigen Beobachtern nach der deutlichen Sehweite derselben sich richtend.

Weiter ist ein Objectiv-Mikrometer nothwenig, der von Zeiss mit 10 M. berechnete (Katalog No. 46) zeigt einen Millimeter in 100 Theile getheilt. Andere Optiker verlangen ungefähr den nämlichen Preis.

Sicher entbehrlich, doch für manche Untersuchung von grösster Bedeutung ist ein am Mikroskop anzubringender Polarisationsapparat. Derselbe lässt sich schon an das Stativ VIIa von Zeiss und an Stative anderer Optiker, welche einen gleich hohen Objecttisch und Cylinderblendungen besitzen, anbringen. Zu empfehlen ist als Analysator das Analysator-Ocular von Abbe. Der ganze Apparat kostet bei Zeiss (Katalog No. 86 und 87) ohne Theilkreis am Ocular 55 M., mit Theilkreis 15 M. mehr. Bei Stativen, die mit dem Abbe'schen Beleuchtungsapparat versehen sind, ist der Polarisator etwas einfacher gebaut und kostet der Apparat (Zeiss' Katalog No. 90, 91) 42, respective wenn mit Teilkreis 57 M. Zu dem Apparat ist eine Collection von Gyps- und Glimmerplättchen erwünscht, die Zeiss für 10 M. liefert.

Erwünscht ist auch ein heizbarer Objekttisch und zwar der Max Schultze'sche, der von den meisten deutschen Optikern für 30 bis 36 M. zu beziehen ist, oder der Ranvier'sche, den C. Vérick in Paris sammt allem Zubehör für 75 Fr. liefert.

Jeder feststehende Arbeitstisch kann zum Mikroskopiren benutzt werden, doch sehe man darauf, dass er nicht zu klein sei und nicht an der Oberfläche glänze. Man wird diese Oberfläche am besten dunkel beizen lassen. Den Tisch stellt man so auf, dass sich das Mikroskop in $1^1/_2$ bis 2 Meter Entfernung vom Fenster befinde. Jede Lage des Fensters ist gut, wenn dasselbe freien Ausblick hat. Gegen directes Sonnenlicht schützt man durch einen weissen Rollvorhang, der am besten aus Durchpausleinwand anzufertigen ist. Das grelle weisse Licht, das man erhält, wenn der Rollvorhang vom directen Sonnenlicht getroffen wird, schafft für starke Vergrösserungen die günstigsten Beobachtungsbedingungen.

Nur suche man durch einen entsprechend angebrachten Schirm die Augen vor dem directen Lichte zu schützen.

Die nothwendigen Objectträger und Deckgläser bezieht man von Heinrich Vogel in Giessen, P. Stender in Leipzig, Königstrasse 11, E. Kaiser in Berlin, Albrechtstrasse 18, H. Boecker in Wetzlar, C. Zeiss in Jena u. a. m. Man hat bei den Objectträgern die Wahl zu treffen zwischen dem Giessener und dem englischen Format. Die Objectträger im Giessener Format sind 48 *mm.* lang und 28 *mm.* breit; die Objectträger im englischen Format sind 76 *mm.* lang und 26 *mm.* breit. Das Giessener Format gewährt in sofern Vortheile, als der Objectträger über den Objecttisch des Mikroskops nicht hinausragt und somit die Gefahr nicht vorhanden ist, denselben anzustossen. Das englische Format ist in mancher Beziehung handlicher. — Die Deckgläser wähle man für die gewöhnliche Beobachtung quadratisch, mit 18 *mm.* Seite; habe aber auch grössere für besonders grosse Objecte, und auch kleinere, die eventuell bei Darstellung von Dauerpräparaten ausreichend sein können, zur Disposition. Verfügt man über starke Systeme, so wird man gut thun, für diese Deckgläser von bestimmter Dicke zu bestellen.

Um übrigens die Dicke der Deckgläser selbst bestimmen zu können, schafft man sich mit Vortheil einen sogenannten Deckglastaster an, wie ihn Zeiss, Leitz und Andere in einfacher Construction für 10 bis 12 M. liefern.

Weiter sind nothwendig einige flach und einige hohl geschliffene Rasirmesser; eine feine und eine grobe Stahlpincette; eine fein zugespitzte Präparir-Schere, als welche eine feine Stick-Schere eventuell dienen kann; ein Paar Nadelhalter, etwa nach Art der Häkelnadelhalter, doch so eingerichtet, dass sie die feinsten Nähnadeln noch fassen können; englische Nähnadeln von No. 8 aufwärts, für diese Halter; einige Skalpelle; einige feine Pinsel; ein kleiner Handschraubstock, wie ihn die Uhrmacher benutzen; Glasröhren und Glasstäbe; Uhrgläser verschiedener Grösse und entsprechend grosse Glasscheiben, um sie zu decken; niedrige Glasglocken, um feuchte Kammern einrichten zu können; Zinkgestelle wie etwa das nebenan in halber Grösse abgebildete (Fig. 1), um unter die Glocke gestellt die Objectträger aufzunehmen; eine möglichst grosse Schusterkugel; zwei entsprechend hohe Glasglocken, um unter dieselben das zusammengesetzte und das einfache Mikroskop stellen zu können; endlich Hollundermark.

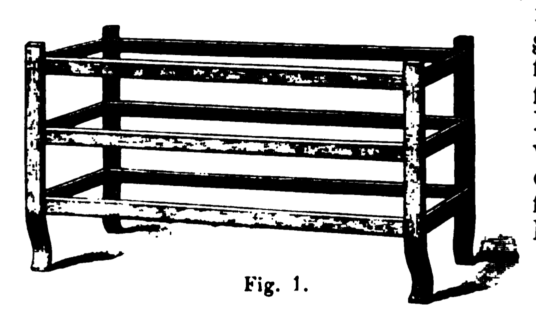


Fig. 1.

Erwünscht ist auch oft zur Entfernung der Luft aus den Prä-

paraten eine Luftpumpe. Eine solche kann, in einfachster Form, aus einem dickwandigen, an dem einen Ende geschlossenen, etwa 25 *mm.* weiten und 20 *cm.* langen Glasrohr dargestellt werden. In dieses Rohr muss ein beweglicher Kolben luftdicht passen, der an der Aussenseite mit einem sich nach aussen öffnenden Ventil versehen ist. Die Leistungsfähigkeit solcher einfacher Luftpumpen ist freilich eine geringe und muss das Präparat ausserdem von dem Objektträger in die kleine Wassermenge, die man in das Glasrohr eingiesst, übertragen werden; daher Luftpumpen anderer Art bei weitem vorzuziehen sind. Vornehmlich zu empfehlen wären, namentlich wo eine Wasserleitung mit Hochdruck zur Verfügung steht, die Wasserstrahlluftpumpen. Eine solche, nach Geissler (Fig. 2), ist bei einfacher, doch durchaus zweckentsprechender Construction in Glas, bei C. Gerhardt (Marquart's Lager chemischer Utensilien) in Bonn (Preis-Verzeichniss 1882 No. 272)[2]) schon für 1,50 M. zu haben. Eine andere Form, nach Finkner (Fig. 3), mit etwas geringerer Wassermenge arbeitend (bei C. Gerhardt, im Preis-Verzeichniss von 1882 noch nicht aufgeführt), für 1,75 M. Das obere Ende des Apparates wird in beiden Fällen durch einen gut anschliessenden Gummischlauch mit dem Hahne der Wasserleitung, das seitlich angebrachte Rohr in eben solcher Weise, mit dem Recipienten, der das Präparat aufnimmt, verbunden. Zur Evacuirung kleiner Räume reichen 5 bis 7 Minuten aus. Sehr vollkommen und rasch arbeitet die transportable Wasserstrahl-Luftpumpe nach Arzberger und Zulkowsky, wie sie in der Fig. 4 links dargestellt ist. Dieselbe ist von Messing, schwarzbraun oxydirt und kostet bei C. Gerhardt (Katalog 1882 No. 261) ohne Manometer 21, mit Metallmanometer (wie in der Figur) 35 M.; dazu kommt noch ein Stativ von Eisen (vergl. die Figur) zum Halten der Pumpe, 5 M. — Das höher gelegene seitliche Rohr wird durch starken Gummischlauch mit dem Recipienten, das tiefer gelegene mit dem Hahn der Wasserleitung verbunden. Der Recipient, auch bei der ersten einfachsten Wasserstrahlluftpumpe nothwendig, besteht in der Abbildung rechts aus dem Luftpumpenteller mit Glocke, auf Untergestell mit Hahn und Dreifuss und kostet bei C. Gerhardt (Preis-Verzeichniss 1882 No. 259 i) bei $16^1/_2$ *cm.* Durchmesser des Tellers 16,50 M. — Man kann hier übrigens auch viel einfacher zum Ziele kommen, wenn man statt dieses Recipienten eine tubulirte, am untern Rande glatt geschliffene Glocke einer Glasplatte aufsetzt und den Tubus

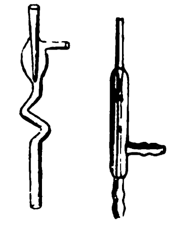


Fig. 2. Fig. 3.



Fig. 4.

der Gloke hierauf durch Gummischlauch mit der Wasserstrahlpumpe in Verbindung bringt. Des besseren Schlusses wegen wird der untere Rand der Glocke mit Talg oder Schweinefett bestrichen. Falls eine Wasserleitung nicht zur Verfügung steht, könnte die Wasserstrahl-Luftpumpe durch Rohr mit einem höher gelegenen Wasserreservoir verbunden werden, oder das Wasserreservoir auch in geringer Höhe angebracht, das Abflussrohr dann aber entsprechend verlängert sein. Um volle Evacuirung zu erlangen, müsste das Wasserreservoir über 10 Meter hoch liegen, oder das Abflussrohr über 10 Meter tief hinabreichen. Doch würde bei geringerer Höhe, oder Tiefe, in den meisten Fällen eine theilweise Evacuirung des Recipienten schon ihren Zweck erfüllen. Am vortheilhaftesten wäre das Modell No. 3, weil es die geringsten Mengen Wasser verlangt, mit dem Wasserreservoir zu verbinden. Wo sich aber auch eine solche Einrichtung nicht treffen lässt, kommen gewöhnliche einstiefelige Luftpumpen, im Preise von 50 bis 60 M., in Betracht, oder die weniger dem Verderben ausgesetzten und bequemeren, freilich auch theureren Quecksilberluftpumpen. — Bei allen solchen mit dem Recipienten in Verbindung zu bringenden Luftpumpen ist der Vortheil gegeben, dass das Präparat auf dem Objectträger bleibt.

Das Verzeichniss der nothwendigen Reagentien ist am Schlusse dieses Buches nachzuschlagen. So weit es sich um speciell mikrochemische Präparate handelt, bezieht man dieselben am besten von Dr. Georg Grübler in Leipzig, Dufourstrasse No. 17, oder von Dr. Theodor Schuchardt, chemische Fabrik in Görlitz.

Zur Aufbewahrung der mikroskopischen Dauerpräparate sind die verschiedensten Präparaten-Kästen empfohlen worden und stellt solche beispielsweise Theodor Schröter in Leipzig, grosse Windmühlenstrasse 37, in allen Formen her. Besonders zweckmässig erscheinen mir die circa 7 cm hohen Kästen, mit aufklappender Vorderseite, die mit fünfzehn aufeinander liegenden Papptafeln erfüllt sind. Jede Papptafel ist durch aufgeklebte Papprahmen in zehn Felder getheilt und nimmt dementsprechend zehn Objectträger auf. Der Vortheil dieser Einrichtung besteht darin, dass die Präparate flach liegen und leicht übersehen werden können. Die Objectträger müssen aber mit Schutzleisten versehen sein, damit sie bei etwaiger Umkehrung des Kastens nicht leiden. — Diese Kästen lassen sich mit Vortheil auch für die provisorische Unterbringung unfertiger Präparate, soweit diese der Gefahr des Austrocknens nicht ausgesetzt sind, verwenden.

Anmerkungen zur Einleitung.

[1]) Mit besonderer Berücksichtigung des Botanikers: Naegeli und Schwendener, das Mikroskop. 2. Aufl. 1877. Dippel, das Mikroskop. 2. Aufl. 1882. Behrens, Hilfsbuch etc. 1883.

[2]) Doch auch in andern Lagern chemischer und physikalischer Utensilien.

I. Pensum.

Wir orientiren uns zunächst über die einzelnen Theile des zusammengesetzten Mikroskops (Fig. 5) und zwar wählen wir das Zeiss'sche Stativ VII a zu diesem Zwecke. An dem Stativ ist zu unterscheiden: der hufeisenförmige Fuss *fs*, die Säule *sl*, der Objecttisch *ot*, die Führungshülse *fh*, der Tubus (Mikroskopröhre) *t*, der Spiegel *s* und die Mikrometerschraube *m*.

Die Spiegelfassung *s* vereinigt zwei Spiegel, auf der einen Seite einen planen, auf der anderen einen concaven. Den ersteren werden wir bei schwachen, den letzteren bei stärkeren Vergrösserungen in Gebrauch nehmen. Der Tisch ist in der Mitte von einer kreisrunden Oeffnung durchbrochen, welche bestimmt ist, das vom Spiegel zurückgeworfene Licht durchzulassen. Unter dieser Oeffnung befinden sich hier die Cylinderblendungen. Sie sind an einem Schlitten angebracht, der sich seitlich aus dem Objecttisch hervorziehen lässt. Der Schlitten trägt eine cylindrische Hülse, in welche ein, auf- und abwärts beweglicher Cylinder passt. In die obere Oeffnung dieses

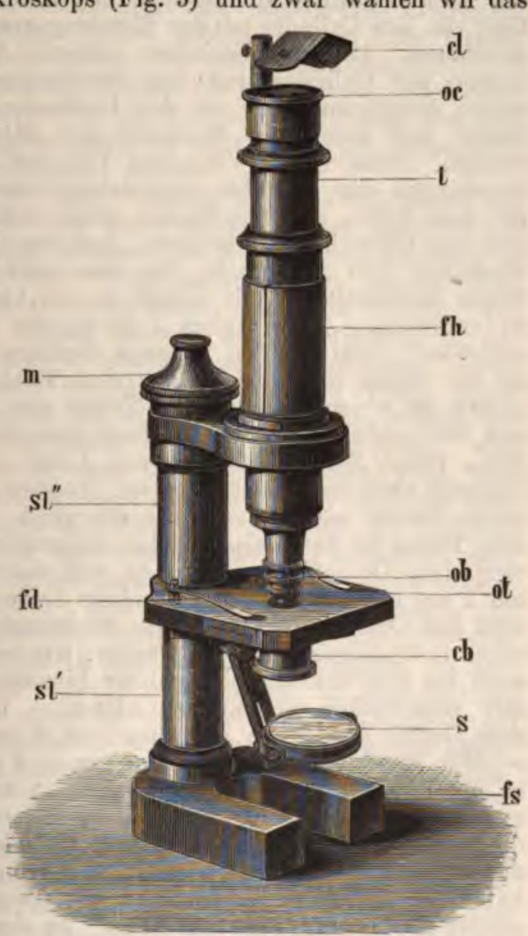


Fig. 5. Stativ VII a von Zeiss mit Zeichenprisma *cl*. 1/3 nat. Gr. *fs* Fuss, *sl'* unterer, *sl''* oberer Theil der Säule, *ot* Objecttisch, *cb* Cylinderblendungen, *fd* Federklammern, *s* Spiegel, *m* Mikrometerschraube, *fh* Führungshülse, *t* Tubus, *ob* Objectiv, *oc* Ocular.

Cylinders werden die verschieden weiten, dem Instrument beigegebenen Blendungen nach Bedürfniss eingesetzt. Der bewegliche Cylinder wird zunächst nur so hoch in die Hülse gesteckt, dass das Einschieben des Schlittens möglich bleibt, dann drückt man ihn von unten so weit in die Hülse, bis dass die obere Fläche der Blendung mit der Oberfläche des Objekttisches in einer Ebene zu liegen kommt. Mit Hilfe dieser Blendungen reguliren wir nach Bedürfniss die Beleuchtung, ziehen übrigens für den Anfang vor, den Cylinder mit der Blendung ganz aus der Hülse herauszunehmen. An dem Leitz'schen mittleren Stative ist die zur Aufnahme des Cylinders mit den Blendungen bestimmte Hülse an einem drehbaren Arme an der Unterseite des Objecttisches befestigt und kann zum Wechseln der Blendungen hervorgedreht werden. Zeiss' Stativ VIIb und VIII hat an Stelle der Cylinderblendungen eine gewölbte, excentrisch befestigte Blendungsscheibe, die man dreht, um verschieden weite Oeffnungen in die optische Axe des Mikroskops zu bringen. Auf dem Objecttische sind Federklammern (*fd*) angebracht, die dazu dienen sollen, den Objectträger festzuhalten. Wir ziehen es vor, falls möglich, dieselben zu entfernen. — Der Tubus *t* ist in der Führungshülse *fh* verschiebbar. Nur an den grossen Stativen fehlt die Hülse und ist der Tubus dort durch Zahn und Trieb zu bewegen. — Wir ziehen an unserem Stativ den Tubus aus der Hülse ganz hervor und schrauben an das untere Ende desselben das schwächere Objectiv (etwa B von Zeiss, 3 von Leitz o. a. m.) an. Welches Objectiv aber das schwächere sei, können wir aus der bedeutenderen Grösse seiner Frontlinse erkennen. Hierauf schieben wir den Tubus in die Hülse wieder ein und nähern das Objectiv so weit dem Objecttische, dass es von demselben etwa nur noch um 1 cm entfernt ist. In das obere Ende des Tubus setzen wir jetzt das Ocular 2 ein, das wir überhaupt vorwiegend bei Zeissschen Instrumenten benutzen werden, wie wir uns denn überhaupt, auch bei den Mikroskopen anderer Firmen, der schwächeren Oculare vornehmlich zu bedienen hätten. — Das in der Figur über dem Ocular befindliche Zeichenprisma *d* lassen wir zunächst weg. — Wir stellen unser Instrument einem Fenster gegenüber, etwa in anderthalb bis zwei Meter Entfernung auf. Während wir nunmehr in das Ocular hineinsehen, verändern wir mit den Fingern die Neigung des Spiegels so lange, bis dass uns das Gesichtsfeld des Mikroskops hell und gleichmässig erleuchtet erscheint. Dabei haben wir darauf zu achten, dass der Spiegel nicht (wie dies beispielsweise in der Figur zu sehen) an der Axe des Instruments nach vorn oder nach den Seiten herausgeschoben werde, da wir bei gerader Beleuchtung untersuchen wollen. Hingegen können wir, je nach Bedürfniss der Lichtstärke, den Spiegel dieses Stativs an seinem Träger in der optischen Axe des Mikroskops hinauf oder hinab verschieben, ihn somit dem Objecttische nähern oder ihn von demselben entfernen. Ein Objectträger wird jetzt rein abge-

wischt und auf denselben mit dem Glasstab ein Tropfen Brunnenwasser gebracht.

Hierauf nehmen wir eine Kartoffelknolle in Untersuchung. Wir durchschneiden dieselbe mit einem Taschenmesser und übertragen ein wenig von dem, an der Schnittfläche hervorgetretenen Safte, mit demselben Messer in den Wassertropfen. Dann bedecken wir den Tropfen mit einem Deckglase. Auch dieses muss zuvor und zwar mit besonderer Vorsicht gereinigt werden. Es geschieht das am besten flach zwischen den Fingern, mit Stücken alter Leinwand. Hat der Tropfen die richtige Grösse gehabt, so tritt kein Wasser seitlich am Deckglasrande hervor. Ist dies jedoch geschehen, so entfernt man das überschüssige Wasser mit Fliesspapier, oder stelle lieber ein zweites Präparat her, da in diesem Falle unter dem Einfluss des saugenden Papiers auch die meisten der zu beobachtenden Objecte hinweggeschwemmt werden.

Nunmehr bringen wir unser Präparat auf den Objecttisch des Mikroskops und zwar so, dass der Gegenstand über der Mitte der Objecttischöffnung zu liegen komme. Um die richtige Einstellung zu gewinnen, schieben wir den Tubus zunächst, von aussen diese Manipulation controlirend, soweit hinab, dass das Objectiv das Präparat fast berühre. Hierauf bewege man, gleichzeitig in das Ocular sehend, den Tubus möglichst langsam aufwärts. Diese Bewegung wird am besten mit einer Drehung des Tubus innerhalb der Hülse verbunden. Es kommt bald der Augenblick, wo der zuvor unsichtbare Gegenstand in Gestalt kleiner Körner sich zu zeichnen beginnt. Sollte man sich hingegen über 2 *cm.* weit mit dem Objectiv vom Objectträger entfernt haben, ohne die Körner zu erblicken, so liegen dieselben entweder nicht im Gesichtsfelde des Mikroskops, oder man hat den Tubus zu schnell aufwärts bewegt und das rasch auftauchende und eben so rasch wieder schwindende Bild übersehen. Man suche dann nicht abwärts den Tubus schiebend das Bild zu gewinnen, da man hierbei Gefahr laufen würde, das Deckglas zu zerdrücken, das Präparat zu verderben und das Objectiv dann zum mindesten zu beschmutzen; man schiebe vielmehr, von aussen die Sache wieder controlirend, zum zweiten Male den Tubus so weit zurück, dass er das Deckglas fast berühre und beginne von neuem, gleichzeitig in das Ocular sehend, den Tubus, und zwar noch langsamer als zuvor, zu heben. Sollte dieses auch jetzt nicht zum Ziele führen, so ist anzunehmen, dass das Object nicht im Gesichtsfeld liegt und muss man es mit Verschiebung des Objectträgers versuchen. Nach kurzer Zeit wird es für alle Fälle gelingen, die Körner im Gesichtsfelde zu erblicken und dann hört man mit Verschiebung des Tubus, das heisst mit der „groben Einstellung“ auf, um die noch fehlende „feine Einstellung“ mit Hilfe der Mikrometerschraube (*m*, Fig. 5) zu gewinnen. Dann dreht man in der einen Richtung, um, falls das Bild hierbei undeutlicher wird, in die entgegengesetzte Richtung überzugehen. Die Einstellung ist perfect, wenn das Bild möglichst scharf gezeich-

net erscheint. — An unserem Stativ (Fig. 5) ist die Mikrometerschraube am oberen Ende der Säule *sl''* angebracht, kann aber an anderen Stativen sich am unteren Ende des oberen Säulentheiles befinden. — Bei den grossen Stativen wird auch die grobe Einstellung nicht mit der Hand, sondern durch „Zahn und Trieb“ vollzogen.

Nachdem wir so, bei schwacher Vergrösserung, die Existenz kleiner Körner im Gesichtsfelde des Mikroskops constatirt und uns auch für späteren Gebrauch die Entfernung dieses schwachen Objectivs vom Objecte, das heisst dessen Objectabstand gemerkt haben, lassen wir den Objectträger unverrückt auf dem Objecttisch liegen, ziehen hingegen den Tubus aus der Führungshülse hervor, schrauben das schwache Objectiv ab und ein stärkeres (für alle Fälle aber noch kein Immersionssystem, vielmehr etwa D von Zeiss, 7 von Leitz o. a. m.) an. Wir schieben dann den Tubus wieder in die Führungshülse und zwar so tief, dass das Objectiv das Deckglas zart berühre. Wir versuchen hierauf einzustellen, indem wir, wie zuvor, den Tubus in der Führungshülse aufwärts drehen. Es muss dies jetzt, bei stärkerer Vergrösserung, wo möglich noch langsamer als bei der schwächeren erfolgen. Da das Präparat auf dem Objecttisch unverändert liegen blieb, so wissen wir ja bestimmt, dass das Object sich im Gesichtsfelde befindet. Sind die Körner bei der groben Einstellung sichtbar geworden, so vollziehen wir die feine Einstellung mit der Mikrometerschraube. Wir werden finden, dass der Objectabstand bei dem stärkeren Objectiv bedeutend geringer, als beim schwächeren ist.

Hierauf beginnt die eigentliche Beobachtung. Der Anfänger gewöhne sich, soweit seine beiden Augen gleich gut sind, mit dem linken Auge zu mikroskopiren. So behält er das rechte Auge frei und benutzt es beim Zeichnen, während er fortfährt, mit dem linken Auge zu beobachten. So sind denn auch viele der am Mikroskop anzubringenden Zeichenprismen (so die in Fig. 5 dargestellte), soweit sie nicht die Benutzung mit beiden Augen zulassen, für das linke Auge eingerichtet, und müsste derjenige, der mit dem rechten Auge mikroskopirt, dieses bei Bestellung der betreffenden Zeichenprismen dem Optiker angeben. Der Anfänger soll auch gleich dasjenige Auge, das er nicht benutzt, offen behalten. Zwar werden ihn zunächst die umgebenden Gegenstände, die sich auf der Netzhaut seines Auges abbilden, stören, doch hat er bald die Schwierigkeit überwunden, alle Aufmerksamkeit auf das mikroskopirende Auge concentrirt und das andere ganz ausser Thätigkeit gesetzt.

Wir erkennen leicht, dass die farblosen Körner, welche das Gesichtsfeld des Mikroskops erfüllen, solid sind und Schichtung zeigen. Es sind das Stärkekörner. Wir verschieben langsam den Objectträger hin und her, um Stellen zu finden, wo die Körner nicht zu dicht liegen, weil wir hier leichter das einzelne Korn fixiren können. Auch wählen wir nun zu anhaltender Beobachtung

solche Körner aus, welche die Schichtung besonders deutlich zeigen. Dass die Bewegung des Objectträgers im Mikroskop umgekehrt gesehen wird, bereitet uns wohl nur im ersten Augenblicke, wenn wir einzelne ausgewählte Körner in die Mitte des Gesichtsfeldes einstellen wollen, einige Schwierigkeit, auch haben wir uns jedenfalls bald daran gewöhnt, die kleinen Bewegungen, auf die es ankommt, hinreichend zu beherrschen. — Haben wir einzelne besonders günstige Körner ausgesucht, so vergrössern wir dieselben noch stärker, indem wir jetzt das schwache Ocular herausnehmen und durch ein stärkeres ersetzen. Das Bild wird bei vollkommenen Objectiven immer noch gut bleiben, aber für alle Fälle an Lichtstärke verlieren. Wir suchen durch Verbesserung der Spiegelstellung diesem Uebelstand soweit als möglich nachzuhelfen.

Hin und wieder, nach Einstellung des Präparats, oder nach Verschiebung desselben, wird es auffallen, dass das Bild an Deutlichkeit verloren hat. Dann ist aller Wahrscheinlichkeit nach Flüssigkeit vom Präparat an die untere Linse des Objectivs gelangt. Namentlich wird letzteres leicht geschehen, wenn zu grosse Flüssigkeitsmengen angewandt wurden und am Deckglasrande sich angesammelt haben. Man zieht daher den Tubus aus der Führungshülse hervor und wischt, nachdem man den Thatbestand festgestellt, die Frontlinse des Objectivs mit einem reinen, oft gewaschenen Leinwandläppchen, oder noch besser, man reibt sie mit der frischen Bruchstelle eines Hollundermarkstückchens ab.

Der mit dem Gebrauch des Mikroskops schon einigermaassen Vertraute, der ein Objectiv für Wasser-Immersion bei seinen Untersuchungen benutzen will, hat, falls dasselbe ohne Corrections-Fassung auf eine bestimmte Deckglasdicke eingerichtet ist, entsprechend dicke Deckgläser für seine Arbeit auszuwählen. Die Dicke seiner Deckgläser kann er aber mit Hilfe der in der Einleitung erwähnten Deckglastaster bestimmen. Er braucht zu diesem Zwecke das Deckglas nur zwischen das untere Ende der oberen Schraube und den ihr entgegengerichteten Stahlknopf zu schieben, die obere mit Zeiger versehene Schraube abwärts zu drehen, bis sie arretirt wird und an der getheilten Scheibe die Dicke des Deckglases abzulesen. Ist das Objectiv mit Corrections-Fassung versehen, so prüft man die Dicke des zu benützenden Deckglases und stellt, durch Drehung der im oberen Theile des Objectivs angebrachten Corrections-Fassung, das Objectiv auf die entsprechende Deckglasdicke, soweit diese innerhalb der zulässigen Grenzen liegt, ein. Bei den Zeiss'schen Objectiven sind die Stellungen des Ringes für je 0,01 *mm.* Differenz beziffert und ähnlich auch an den entsprechenden Objectiven anderer Optiker. Man bringt einen kleinen Tropfen destillirten Wassers auf die Frontlinse des Objectivs, um dasselbe in Benutzung zu nehmen. Man hat darauf zu achten, dass dieser Wassertropfen während der Beobachtung nicht austrockne; er ist zwischen Deckglas und Objectiv vor Verdunstung übrigens so geschützt, dass er meist mehrere Stunden lang aushält. Bei Verschiebung des Objectträgers ist darauf zu sehen, dass der Immersionstropfen nicht



Fig. 6. **Stativ Va** von Zeiss in $^2/_3$ natürl. Grösse, zum Umlegen, doch ohne drehbaren Oberkörper; mit Abbe'schem Beleuchtungsapparate, *c.* Condensor, *d.* Diaphragmaträger. *t.* Trieb an demselben, *s.* Doppelspiegel.

an den Rand des Deckglases gelange und sich mit der Untersuchungsflüssigkeit mische. Sollte dieses trotzdem geschehen sein, so ist das Objectiv sofort zu reinigen und die auf dem Deckglas befindliche Flüssigkeit zu entfernen. — Falls ein mit Deckglas bereits bedecktes Object mit dem Wasser-Immersionssystem eingestellt wird und man die Dicke des Deckglases nicht kennt, so ist die Correction, wenn nöthig, während der Beobachtung vorzunehmen. Man dreht, während man beobachtet, den Ring nach der einen und der andern Seite und vergleicht die erzielten Effecte. Da die Corrections-Fassung fast bei allen Optikern so eingerichtet ist, dass die Frontlinse unbeweglich bleibt und nur die oberen Linsen des Systems bewegt werden, so bleibt das Object während der Corrections-Bewegung annähernd eingestellt. Die Correction ist vollzogen, wenn das Bild sich am schärfsten zeichnet.

Die Objective für homogene Immersion sind ohne Correctionsfassung und die Deckglasdicke, innerhalb zulässiger Grenzen, für dieselben fast gleichgiltig. Hier wird auf die Frontlinse des Objectivs ein Tropfen der vom Optiker gelieferten Immersionsflüssigkeit (Cedernholz-Oel oder Fenchelöl mit Ricinusöl) gebracht. Man beschränke sich hierbei auf die kleinste Menge der Immersionsflüssigkeit, die nicht verdunstet und somit während der Beobachtung nicht ersetzt zu werden braucht. Wie bei der Wasserimmersion hat man auch hier darauf zu achten, dass man bei Verschiebung des Objectträgers mit der Immersionsflüssigkeit nicht an den Deckglasrand gelange. Zum Abwischen des Objectivs diene ein sehr reines, oft gewaschenes Leinwandläppchen. Um die Deckgläser zu reinigen, benutzt man am besten ein mit Chloroform befeuchtetes Läppchen. — Da die Objective für homogene Immersion den Wechsel der Oculare sehr gut vertragen, so schaffe man sich eine vollständige Serie derselben an.

Falls dem Beobachter ein grösseres Stativ, z. B. das nebenabgebildete Va von Zeiss (Fig. 6) und ein Abbe'scher Beleuchtungsapparat zur Verfügung steht, so nehme er letzteren sofort in Gebrauch. Der Abbe'sche Beleuchtungsapparat ist nämlich mit Vortheil auch für schwächere Objective zu verwenden und lässt durch Wechsel der Diaphragmen und Bewegung derselben alle Abstufungen und Modificationen der Beleuchtung zu. Um den Abbé'schen Beleuchtungsapparat zu befestigen, legt man den Oberkörper des Mikroskopes um (noch mehr als in Fig. 6), entfernt den gewöhnlichen Beleuchtungsspiegel und schiebt in dieselbe Coulisse den in einem Stück construirten, aus dem Condensor (*c*), dem Diaphragmaträger (*d*) und Doppelspiegel (*s*) bestehenden Beleuchtungapparat an dessen Stelle ein. Der Apparat wird so weit aufwärts geschoben, dass die obere Fläche des Condensors nur noch ein weniges unter der oberen Fläche des Objecttisches zu liegen kommt (wie in der Figur zu sehen). Hierauf wird der Apparat mit einer oberhalb des Spiegels befindlichen Schraube an der Coulisse fixirt. Von den beiden Spiegeln des Apparates ist der Regel nach der Planspiegel zu benutzen. Den concaven Spiegel soll man hier nur mit ganz schwachen Objectiven verwenden, wenn der Planspiegel nicht das ganze Gesichtsfeld gleichmässig erleuchtet. Man darf von einem speciellen Fall, der bei Bacterienuntersuchungen zur Sprache kommen soll, abgesehen, den Abbe'schen Apparat nicht ohne Blen-

dungen benutzen. Die engste Blendung, welche noch hinreichende Helligkeit gewährt, ist in jedem Falle die beste. Um die dem Instrument beigegebenen schwarzen Blendungscheiben in Gebrauch zu nehmen, dreht man den Diaphragmaträger (*d*), der sich unter dem Condensor befindet, nach der rechten Seite unter dem Tisch hervor, legt eine Blendungsscheibe ein und bringt ihn hierauf wieder in seine Lage. Der Trieb (*t*) am Diaphragmaträger dient dazu, die Diaphragmen aus der centralen Stellung herauszubringen und hierauf kann man sie, da der Diaphragmaträger auch innerhalb seiner Fassung drehbar ist, um die Axe des Mikroskops herumführen. Hierdurch erzielt man schiefe Beleuchtungen, zu denen wir aber nur in seltenen Fällen unsere Zuflucht nehmen, hingegen ganz allgemein mit geradem Licht arbeiten werden. So wollen wir auch nur in ganz speciellen Fällen die Centralblendung benutzen, die eine Beobachtung im dunklen Gesichtsfelde, mit „Dunkelfeld-Beleuchtung", ermöglicht, doch nur dann, wenn zugleich eine kleine Blendung über der obersten Linse des Objectivs, oder zwischen Objectiv und Trichter eingelegt, resp. eingeschraubt worden ist. Nur die schwächsten Systeme sind ohne solche Blendung für die Dunkelfeld-Beleuchtung zu benutzen. Systeme mit Correctionsfassung sind für die Dunkelfeld-Beleuchtung nicht zu verwenden.

Der Abbe'sche Beleuchtungsapparat ist so bequem im Gebrauch und gewährt so grosse Vortheile, dass er, namentlich für schwierigere Untersuchungen, nicht genug empfohlen werden kann.

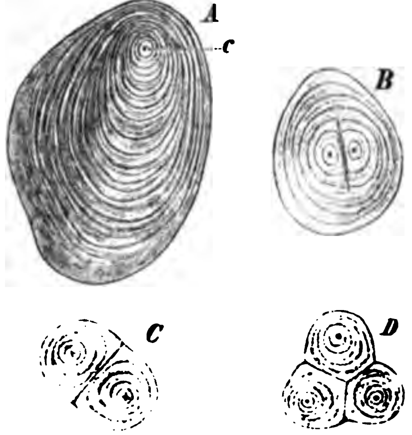


Fig. 7. Stärkekörner an der Kartoffelknolle. *A* ein einfaches, *B* ein halbzusammengesetztes, *C* und *D* ganz zusammengesetzte Stärkekörner. *c* Der Kern. Vergr. 540.

Die Stärkekörner der Kartoffelknolle[1]) erreichen (wie auch nebenstehende Abbildung zeigt), eine relativ beträchtliche Grösse. Sie gehören zu den excentrisch gebauten Stärkekörnern, da ihr organischer Mittelpunkt *c*, Fig. 7 *A* nicht im geometrischen Centrum des Korns, vielmehr dem einen Ende bedeutend näher liegt. Die Schichten zeichnen sich mit verschiedener Deutlichkeit (*A*); zwischen den stärker markirten sind schwächer markirte zu unterscheiden. Gegen die Oberfläche des Kornes hin wird die Schichtung undeutlich. Der organische Kern erscheint aus optischen Gründen, seiner geringeren Dichte wegen, rosa gefärbt. Am deutlichsten tritt er dort hervor, wo er ausgehöhlt ist. Er zeichnet sich dann als rosa Punkt, als Strich, Kreuz oder Stern mit dunklem Umriss. Die den Kern unmittelbar umgebenden Schichten sind concentrisch entwickelt, bald macht sich aber die Excentricität geltend, indem die Schichten

nach dem einen Ende des Kernes zu an Dicke abnehmen, ja sich zum Theil in dieser Richtung ganz auskeilen. An diesem schwächer entwickelten Ende des Kerns, das wir als vorderes Ende bezeichnen wollen, ist die Schichtung, der geringen Entfernung von der Oberfläche wegen, nur undeutlich. Die einzelnen Körner schwanken bedeutend in ihrer Grösse, auch weichen sie in ihrer äusseren Gestalt nicht unwesentlich von einander ab und zeigen die Schichtung, wie wir schon bemerkten, mit verschiedener Deutlichkeit. Zwischen den Stärkekörnern wird man in den meisten Präparaten runden Gebilden begegnen, die bei mittlerer Einstellung ein kleines, rundes, helles Centrum und einen breiten, dunklen Rand, der von hellen Ringen unterbrochen, nach innen zu schwarz, nach aussen dunkelgrau erscheint, zeigen. Es sind das in der Beobachtungsflüssigkeit eingeschlossene Luftbläschen. Ihr Aussehen unter dem Mikroskop ist so charakteristisch, dass sie, einmal erkannt, kaum mit anderen Erscheinungen verwechselt werden können. Die Lichtstrahlen, welche aus dem dichteren Medium in die Luftblase treten, werden, mit Ausnahme der mittleren, so stark abgelenkt, dass sie in das Objectiv nicht gelangen können, daher der breite dunkle Rand und die relativ nur kleine helle Mitte. Wird durch Drehung der Mikrometerschraube der Tubus gesenkt, so dass die unteren Theile der Luftblase zur Einstellung kommen, so steigt die Schärfe und Helligkeit der mittleren Scheibe; sie nimmt zugleich an Grösse ab, während die Breite der umgebenden schwarzen Ringe wächst. Bewegt man die Schraube in umgekehrter Richtung, um die oberen Theile der Luftblase einzustellen, so wächst die mittlere Scheibe, an Helligkeit etwas verlierend; es tauchen graue Ringe verschiedener Helligkeit um dieselbe auf; der umgebende Ring wird gleichzeitig schmäler.

Hat der Beobachter sich ein schön geschichtetes Stärkekorn ausgesucht, so soll er dasselbe zeichnen. Auf das Zeichnen ist entschieden das allergrösste Gewicht bei der wissenschaftlichen Beobachtung zu legen. Erst mit Hilfe desselben lernt man überhaupt beobachten. Denn die Einzelheiten des Bildes werden dem Beobachter erst gegenwärtig, wenn er zum Zweck der Wiedergabe seine Aufmerksamkeit auf dieselben concentrirt. Das Zeichnen schützt somit vor flüchtigem, oberflächlichem Sehen, zwingt uns zu eingehendem, gründlichem Studium des Bildes und schärft mehr denn jedes andere Mittel unsere Beobachtungsgabe. Der Anfänger soll zunächst aus freier Hand die Objecte darzustellen suchen. So viel Zeichentalent, als hierzu nöthig, wird wohl ein Jeder besitzen, oder sich doch die nöthige Fertigkeit durch Uebung leicht aneignen können. Der Gegenstand darf nicht zu klein dargestellt werden, auch wenn der Beobachter ihn sehr klein zu sehen glaubt. Ein richtiges Urtheil über die Grösse der Objecte im Gesichtskreise des Mikroskops erlangt man erst durch längere Uebung und es ist zunächst besser, dass der Anfänger die Gegenstände zu gross zeichne, um bequem alle Details der Beobachtung in seine Fi-

guren eintragen zu können. Nicht minder wichtig ist es, die einzelnen Theile des Bildes mit entsprechenden Bezeichnungen zu versehen und den Namen der Pflanze, den Gegenstand und die wichtigsten Ergebnisse der Beobachtung kurz nebenan zu notiren.

Die Stärkekörner der Kartoffel sind etwas abgeflacht, was leicht sich konstatiren lässt, wenn man während der Beobachtung mit einer Nadel vorsichtig gegen den Deckglasrand drückt und so die Körner in's Rollen versetzt. — An den kleinsten Körnern ist von der Schichtung meist nur wenig zu erkennen.

Ausser den einfachen Körnern (wie bei *A* Fig. 7) findet man nach einigem Suchen auch halb zusammengesetzte (wie bei *B*). Diese Körner schliessen zwei, seltener mehr organische Kerne ein. Jeder Kern ist von einer Anzahl eigener Schichten umgeben, beide zusammen von einer grösseren oder geringeren Anzahl gemeinsamer. Nicht selten sind die beiden inneren Schichtencomplexe durch einen Spalt getrennt, der bis zu den gemeinsamen Schichten reicht (*B*). Die Zahl der den einzelnen Kernen eigenen, sowie gemeinsamen Schichten ist je nach Umständen verschieden.

Die ganz zusammengesetzten Körner, die man noch häufiger als die halb zusammengesetzten findet, bestehen aus zwei (*C*), seltener aus drei (*D*), sehr selten aus mehr als drei Theilkörnern. Zum Unterschied von den halb zusammengesetzten Stärkekörnern fehlen den ganz zusammengesetzten die gemeinsamen Schichten. Es fällt bei letzteren auch besonders auf, dass die Schichten in der Richtung der Trennungslinie, also zwischen den Theilkörnern stärker entwickelt sind. Die mit einander verbundenen Körner kehren sich somit ihre hinteren Enden zu, ihre vorderen Enden ab. Die Trennungslinie zwischen den Theilkörnern erweitert sich nach innen zu öfters zu einem Spalt.

Zum Vergleich stelle man nunmehr ein Präparat aus lufttrocken aufbewahrter Kartoffelstärke her. Man verfahre hierbei ganz ähnlich wie bei Anfertigung des ersten Präparates und übertrage eine Spur des Mehles in einen Wassertropfen. Da die Objectträger verschieden dick sein können, so empfiehlt es sich, den Tubus zu heben, bevor das zweite Präparat untergeschoben wird.

Das erste Präparat, da es später noch gebraucht werden soll, bringen wir in eine feuchte Kammer. Diese feuchte Kammer besteht aus einem tiefen Teller und einer Glasglocke. Auf dem Teller steht das in der Einleitung erörterte und abgebildete Zinkgestelle (Fig. 1); es wird ausserdem so viel Wasser in den Teller gegossen, bis die Glasglocke mit ihrem untern Rande in dasselbe taucht. Das Präparat wird auf das Zinkgestell gelegt. Doch zuvor überzeugen wir uns, ob der Wassertropfen unter dem Deckglas des Präparates nicht theilweise schon verdunstet ist. Sollte dieses geschehen sein, so setzen wir am Rande des Deckglases, so dass derselbe eingesogen wird, einen neuen Wassertropfen hinzu. Auch bezeichnen wir unsern Objectträger durch

einen aufgeklebten Papierstreifen, der eine entsprechende, mit Bleistift ausgeführte Inschrift führt, damit das Präparat später nicht mit andern verwechselt werde.

Nach erfolgter Einstellung des neuen Präparates wird man finden, dass die Schichtung der zuvor lufttrockenen Stärke mindestens ebenso scharf wie der frisch untersuchten ist.

Auch dieses Präparat bringen wir hierauf in die feuchte Kammer.

Weiterhin stellen wir uns ein Präparat aus lufttrockenem Bohnenmehl (Phaseolus vulgaris) her. Die Körner (Fig. 8) erscheinen im Wasser untersucht kreisrund oder oval, sie sind ein wenig abgeflacht; eine bestimmte mittlere Grösse dominirt. Die Schichtung ist sehr deutlich und sehr gleichmässig; die Lamellen zeigen fast gleiche Dicke. Der Bau ist centrisch. Der Kern der im Wasser untersuchten Körner ist ausgehöhlt, mehr isodiametrisch in den runden, gestreckt in den ovalen Formen. Von der Kernhöhle gehen radial gerichtete Spalten aus, welche die Schichten rechtwinklig durchsetzen und sich zuspitzend fast die Peripherie des Korns erreichen.





Fig. 8. Stärkekörner aus den Cotyledonen von Phaseolus vulgaris. Vergr. 540.

Eine Spur von demselben Bohnenmehl legen wir, bei sonst gleichem Verfahren, in einen Tropfen Glycerin, statt in Wasser. Die Stärkekörner erscheinen in dieser Flüssigkeit durchschnittlich kleiner; von Schichtung lassen sich nur Spuren erkennen; es fehlen die innere Höhlung und die Spalten. Diese bilden sich unter dem Einflusse des Wassers, in welchem die Bohnenstärke etwas quillt. Um uns hiervon zu überzeugen, bringen wir einen Tropfen Wasser an den Rand des Deckglases. Beobachten wir das Präparat während der Einwirkung, so können wir sehen, dass mit Zutritt des Wassers die Stärkekörner an Grösse etwas zunehmen, die Schichtung deutlich wird, gleichzeitig das Innere des Kerns sich aushöhlt und die Spalten auftreten. Wir können unsere Beobachtung an demselben Präparate mehrmals wiederholen, wenn wir zunächst eine Stelle nah dem Rande, an dem wir das Wasser zusetzten, einstellen und dann in dem Maasse fortrücken, als das Wasser vordringt.

Sehr interessant sind die Stärkekörner aus dem Rhizom von **Canna indica**, von denen man sich, der Reihe nach, ein Präparat herstellen möge. Man durchschneide zu diesem Zwecke das Rhizom und schabe ein wenig Substanz mit dem Messer von der Schnittfläche ab. Auch diese Körner untersuchen wir zunächst in Wasser. Die Körner sind relativ flach, sehr excentrisch gebaut, von ungleicher Grösse und sehr verschiedenem Umriss. Die Schichtung ist sehr leicht zu sehen, regelmässig; die Schichten keilen sich alsbald seitlich aus, ohne das Korn weiter zu umfassen (Fig. 9, *A*). Manch-

mal ist der Kern so excentrisch, dass er sammt den ältesten Schichten am vorderen Ende des Kornes vorspringt (*B*). Häufig begegnet man hier Körnern mit zwei und mehr neben einander liegenden, nur von wenig eigenen Schichten umgebenen Kernen (*C*). Sehr schöne, ganz zusammengesetzte Körner treten uns auch entgegen (Fig. *D* u. *E*). In *D* steht die Längsaxe der beiden Stärkekörner senkrecht auf deren Trennungsfläche; interessant ist, dass eine Anzahl von Schichten den Randwinkel zwischen beiden Körnern füllt, ohne sich auf die Körner tiefer fortzusetzen. Oft sitzt auch ein Korn seitlich einem andern an (*E*). Die Längsaxen fallen nicht zusammen und sind auch nicht senkrecht zur Trennungsfläche gerichtet.

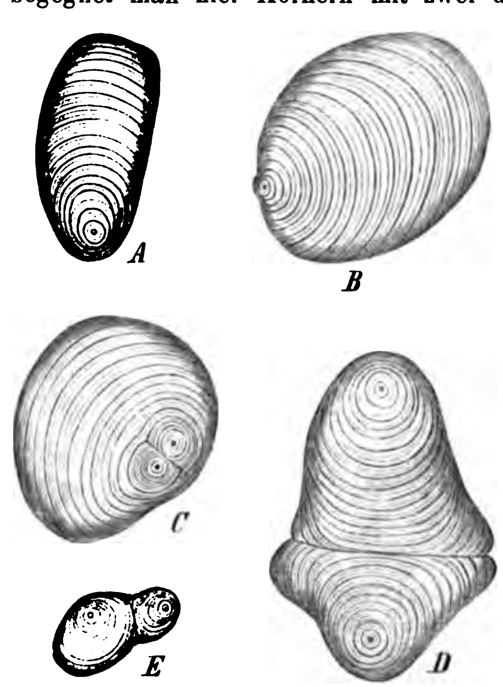


Fig. 9. Stärkekörner aus dem Rhizom von Canna indica. *A* und *B* einfache Körner, *C* ein halb zusammengesetztes, *D* und *E* ganz zusammengesetzte Körner. Vergr. 540.

Aehnlich der Canna-Stärke ist diejenige des ostindischen Arrow-root (Curcuma leucorrhiza). Man stelle hier ein Präparat von der käuflichen Stärke her, die freilich nicht immer leicht zu bekommen ist. Hat man wirklich echtes ostindisches Arrow-root vor sich, so müssen die Körner sehr excentrischen Bau zeigen (Fig. 10 *A*), am vorderen Ende verjüngt, schön und regelmässig geschichtet und sehr flach sein. Oft haften eine grössere Anzahl Körner mit ihren flachen Seiten an einander und sehen von der Kante betrachtet wie Geldrollen aus (*B*). Die Grösse und die Gestalt der Körner schwankt nicht unbeträchtlich.

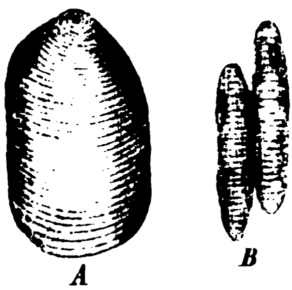


Fig. 10. Stärkekörner des käuflichen ostindischen Arrow-root (aus dem Rhizom von Curcuma leucorrhiza). *A* von der Fläche, *B* mehrere an einander haftende Körner von der Kante. Vergr. 540.

Das westindische Arrow-root, auch kurz Arrow-root genannt, aus dem Rhizom von Maranta, vornehmlich von Maranta arundinacea, ist im Handel leicht zu haben,

bietet aber in Hinsicht seines Baues ein viel geringeres Interesse, als das ostindische Arrow-root dar. In Wasser untersucht, zeigen die Körner grosse Aehnlichkeit mit den Stärkekörnern der Kartoffel; nur sind sie meist weniger deutlich, dafür gleichmässiger geschichtet; etwas mehr abgerundet; im Ganzen kleiner; auch übereinstimmender in ihrer Grösse. An Stelle des Kerns findet man meist einen Spalt in der Gestalt eines weit offenen v.

Zu den grössten und schönsten Stärkekörnern gehören diejenigen aus den Scheinknollen von Phajus grandifolius. Diese Orchidee wird in den Warmhäusern botanischer Gärten vielfach cultivirt und kann leicht von Handelsgärtnern bezogen werden.[2]) Wir werden sie als exquisites Object bei einer späteren Gelegenheit noch kennen lernen und müssen daher auf ihren Besitz Werth legen.

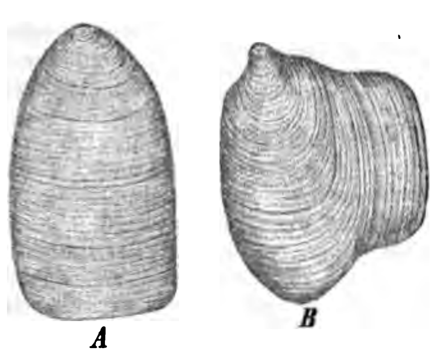


Fig. 11. Stärkekörner aus der Knolle von Phajus grandifolius. Vergr. 540.

Man durchschneide eine Scheinknolle, schabe etwas Gewebe von der Schnittfläche ab und spüle es im Wassertropfen des Objectträgers ab. Eine hinreichende Anzahl von Stärkekörnern gelangt so in den Tropfen, aus dem man die Gewebestücke wieder entfernt. Die Stärkekörner der Scheinknollen von Phajus grandifolius erreichen eine ganz ungewohnte Grösse. Sie sind spitzkugelförmig (Fig. 11 *A*), ein wenig abgeflacht, lang gestreckt, stark excentrisch, deutlich, doch nicht gleichmässig geschichtet. Die Schichten endigen an den Seitenflächen des Korns, meist nur wenig über einander greifend. Die Grösse der Körner schwankt nicht unbeträchtlich, noch mehr der Umriss. Es kommen hier sehr unregelmässige Gestalten vor, hauptsächlich dadurch bedingt, dass die ursprüngliche Richtung der Schichtenbildung verändert wurde. Fig. 11 *B* stellt uns ein Korn vor mit seitlich ansitzendem Schichtencomplex. Mehr oder weniger gekrümmte Körner vermitteln zwischen solchen Formen wie *A* und *B*. Der Schichtenverlauf entspricht bei den gekrümmten Formen ganz allgemein dem in *B* dargestellten.

Das Weizenmehl zeigt die Schichtung sehr schlecht; als die relativ günstigsten wähle man die Stärkekörner von Triticum durum für die Beobachtung aus. Man halbire das Weizenkorn mit dem Taschenmesser und schabe ein wenig Substanz von der Schnittfläche ab, um sie in den Tropfen auf dem Objectträger zu bringen. Die grossen Stärkekörner sind kreisrund, scheibenförmig abgeflacht und regelmässig geschichtet (Fig. 12 *A*), doch die Schichten meist schwer zu sehen. An manchen Körnern wird man die-

selben immerhin deutlich erkennen, sowie auch den centralen Kern. Eine häufige Erscheinung an diesen Körnern, die sich auch bei relativ schwacher Vergrösserung schon constatiren lässt, ist das Vorhandensein eines schönen, regelmässigen Netzes, meist nur auf einem kleinen Theile der Kornoberfläche. Das Netz wird durch netzförmig angeordnete Leisten, respective den Maschen entsprechende schwache Vertiefungen der Kornoberfläche veranlasst. — Als charakteristische Erscheinung wird man im Präparat ausser den grossen Stärkekörnern, ziemlich unvermittelt, kleine Körner finden, mit deutlichem rosa Kern, doch ohne erkennbare Schichtung. Eine Anzahl solcher Körner ist bei *B* dargestellt. In manchen Präparaten sind zusammengesetzte Körner nicht eben selten, in den meisten sucht man nach ihnen vergebens, da sie in ihre Theilkörner zerfallen sind.

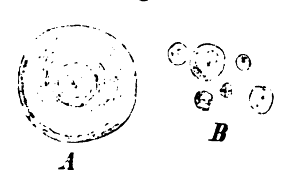


Fig. 12. Weizenmehl von Triticum durum. *A* ein grosses, *B* kleine Körner.

Die Stärkekörner des **Hafers** (Avena sativa) gewinnen wir am besten, indem wir ein Haferkorn halbiren und ein wenig von dem Inhalt desselben unter Wasser zur Beobachtung bringen. Hier treten uns in grosser Schönheit die zusammengesetzten Körner, wie ein solches in der nebenstehenden Figur dargestellt ist, entgegen. Die Grösse dieser zusammengesetzten Körner ist verschieden und demgemäss auch die Zahl der in deren Bildung eingehenden Theilkörner. Unsere Figur 13 stellt ein solchen zusammengesetztes Korn mittlerer Grösse dar. Die einzelnen Theilkörner erscheinen polygonal, durch heller sich zeichnende Grenzlinien von einander geschieden. Zwischen den grossen Körnern sieht man kleine, bis zu solchen herab, die nur aus zwei Theilkörnern bestehen; schliesslich auch ganz einfache; ausserdem aber auch zahlreiche eckige Theilkörner (*B*), die von den durch die Präparation zertrümmerten grösseren zusammengesetzten Körnern stammen. Eine bestimmte mittlere Grösse, entsprechend etwa unserer Figur *A*, ist ganz vorwiegend unter den zusammengesetzten Körnern vertreten. Die Schichtung ist bei diesem Object nicht zu sehen, die Kerne sind nur ausnahmsweise angedeutet.

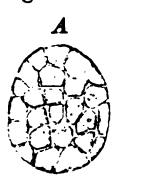


Fig. 13. Stärke von Avena sativa. *A* ein zusammengesetztes Korn, *B* Theilkörner desselben. Vergr. 540.

Von ganz eigenem Aussehen sind die Stärkekörner in dem Milchsaft der **Euphorbien**. Man schneidet ein beliebiges Stück Stengel von einer Wolfsmilchart ab und taucht die Schnittfläche in den, auf dem Objectträger bereitgehaltenen Wassertropfen ein. Der zur Schnittfläche herausgetretene Milchsaft vertheilt sich in dem Tropfen. Wir können beispielsweise die überall verbreitete Euphorbia helioscopia zu den Versuchen wählen. In dem Milchsafte, der in kleinen Tröpfchen emulsionsartig in Wasser vertheilt erscheint, werden wir vereinzelte, kleine, stäbchenförmige Körper sehen (Fig. 14).

Es sind das die in Frage stehenden Stärkekörner. Sie erscheinen ziemlich stark lichtbrechend; eine Schichtung ist in den günstigsten Fällen nur angedeutet; manchmal eine Längsspalte im Innern des Korns zu erkennen. Die Grösse der Stäbchen ist etwas schwankend, manche derselben zeigen sich in der Mitte etwas angeschwollen. — Viel schöner geformte Körner dieser Art besitzen die tropischen Euphorbien. Wählen wir die in den Gewächshäusern so häufige Euphorbia splendens für die Beobachtung und stellen das Präparat in derselben Weise her, wie dieses zuvor geschehen. Die Stärkekörner, die uns jetzt entgegentreten (Fig. 15), haben Knochenform (Humerusform); sie erscheinen an ihren beiden Enden mehr oder weniger angeschwollen, sind etwas grösser als diejenigen unserer einheimischen Formen und lassen an der Anschwellung auch etwas von der Schichtung erkennen. Sehr häufig sieht man von den Seitenflächen des Kornes sich eine farblose Blase abheben (*A*), deren Wandung jedoch nicht auf die Substanz des Stärkekorns, vielmehr die ihm adhärirende Plasmamasse zurückzuführen ist. — Dem Beobachter muss es auffallen, dass die kleinen, im Wasser vertheilten Milchsaftkügelchen in zitternder Bewegung begriffen sind. Es ist das die sog. Brown'sche Molecularbewegung, die man somit bei dieser Gelegenheit kennen lernen kann und die, nicht Lebenserscheinung, vielleicht auf feine, die Körperchen mitreissende Strömungen in der Flüssigkeit zurückzuführen ist.

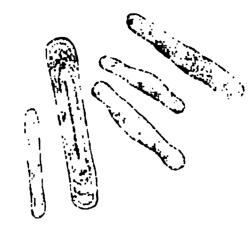


Fig. 14. Stärkekörner aus dem Milchsaft von Euphorbia helioscopia. Vergr. 540.

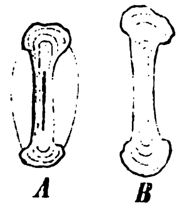


Fig. 15. Stärkekörner aus dem Milchsaft von Euphorbia splendens. Von dem einen Korn *A* hat sich eine Blase seitlich abgehoben. Vergr. 540.

Nach dieser Orientirung über Gestalt und Bau der Stärkekörner wollen wir einige Reagentien auf dieselben einwirken lassen und den Erfolg der Wirkung direkt unter dem Mikroskop studiren. Wir nehmen zunächst ein Kartoffelstärke-Präparat aus der feuchten Kammer wieder vor. Nach erfolgter Einstellung bringen wir einen Tropfen Jodlösung (Jodwasser, Jodalkohol (Jodtinktur), oder Jodjodkalium) an den Rand des Deckglases. Man muss bei Anwendung der Reagentien ganz besonders darauf achten, dass der Tropfen nicht auf das Deckglas und von diesem etwa an das System gelange. Wo ein Tropfen auf das Deckglas kam, lasse man denselben sofort durch Fliesspapier aufsaugen. Gelangte das Reagens an das Objectiv, so tauche man letzteres mit der unteren Linse in reines Wasser ein und reinige es hierauf mit dem schon erwähnten Leinwandläppchen.

Um die Einwirkung der Jodlösung direct zu sehen, warte man auf das Vordringen derselben bis zu einer zuvor ausgesuchten Stelle; diese Stelle wähle man aber nicht zu fern von demjenigen Deckglas-

rande, an dem man das Reagens zusetzt und folge durch Verschiebung des Objectträgers dem Fortschreiten der Einwirkung. Man sieht, sobald der Einfluss der Jodlösung sich geltend zu machen beginnt, die Stärkekörner sich hellblau und rasch immer dunkler, bis schwarzblau färben. Im ersten Augenblicke der Wirkung tritt wohl auch die Schichtung deutlicher hervor, um in den undurchsichtig werdenden Körnern alsbald zu verschwinden. Mit Jodjodkaliumlösung, falls man dieselbe in grösserer Menge zugesetzt hat, steigert sich die Wirkung bald bis zur dunkelbraunen Färbung der Körner. Aehnlich werden trockne Stärkekörner, die man der Einwirkung der Joddämpfe exponirt, tief dunkelbraun. Lässt man Wasser zu einem solchen Präparate hinzu, so geht das Braun rasch in Blau über. In Jodglycerin erfolgt die Färbung der Stärkekörner nur sehr langsam, auch wird der Ton der Körner ein mehr violetter. Schreitet die Einwirkung eines Reagens nicht rasch genug unter dem Deckglas vor, so lässt sich eine Beschleunigung der Wirkung leicht durch Stückchen von Fliesspapier erzielen, die man an den entgegengesetzten Rand des Deckglases bringt.

Mit Jodlösung wolle man auch die stabförmigen Körner der Euphorbien färben, um sich zu überzeugen, dass diese Gebilde, trotz so abweichender Gestalt und trotz kaum merklicher Schichtung, wirkliche Stärkekörner sind.

Weiterhin seien die Quellungserscheinungen an den Stärkekörnern bei Einwirkung der Kalilauge (Kaliumhydroxyd) studirt. Zunächst stellen wir wieder Kartoffelstärke ein und erwarten den Zutritt des am Rande des Deckglases zugesetzten Reagens. Der Einfluss desselben muss sich ganz allmählich geltend machen, wenn er instructiv werden soll. Wir sehen dann, im ersten Augenblick der Einwirkung, die Schichtung deutlicher hervortreten, rasch aber schwinden, während das Korn an Grösse zunimmt. Während dieser Grössenzunahme, die mit grösserer oder geringerer Regelmässigkeit vor sich geht, höhlt sich der Kern des Stärkekornes bedeutend aus, worauf die Wandung von der schwächeren Seite, somit von dem vorderen Ende des Korns her, sich in die Höhlung einfaltet. Weiterhin verliert sich die Regelmässigkeit der Erscheinung vollständig und das Korn wächst zu einer glashellen Masse von bedeutendem Volumen, deren Grenzen sich schliesslich kaum noch unterscheiden lassen, an.

Instructiver noch ist die Quellung der Bohnenstärke in Kalilauge. Die Schichtung bleibt weit länger während der Quellung erhalten, während der innere Hohlraum des Kornes wächst. So ist dann hier leicht zu constatiren, dass die Schichten des Korns zunächst nur tangential an Ausdehnung gewinnen, in radialer Richtung nicht quellen; erst wenn die Schichtung schwindet, tritt Volumzunahme nach allen Richtungen ein. Hat die innere Höhlung eine bestimmte Grösse erreicht, so faltet sich die Wandung von einer oder von mehreren Seiten her in die Höhlung ein und diese schwindet allmählich. Bei Beginn der Quellung wird die Schich-

tung sehr deutlich und gleichzeitig ist, bei hinreichend stärkerer Vergrösserung, eine radiale Structur festzustellen, so dass die Lamellen wie aus radial gestellten Stäbchen aufgebaut erscheinen.

Noch mehr von der radialen Structur zeigen bei der Quellung in Kalilauge die grossen Stärkekörner von Phajus grandifolius, nur muss, wie schon hervorgehoben wurde, das Reagens ganz allmählich zur Einwirkung gelangen, sonst tritt sofort ganz unregelmässige Quellung ein, die Structur des Kornes wird momentan zerstört.

Ganz ähnliche Quellungserscheinungen sind mit Schwefelsäure zu erzielen, nur dürfen dieselben, um instructiv zu sein, auch nur ganz allmählich eintreten. Man nehme übrigens die Linsen bei Anwendung der Schwefelsäure recht in Acht.

Endlich kann man den Versuch machen, durch Erwärmung des Präparats die Stärke zum Quellen zu bringen, ein Verfahren, wie es ja bei der Darstellung von Kleister zur Anwendung kommt. Man erwärme das Präparat über einer Spiritus- oder einer Gasflamme, ohne es zum Aufkochen zu bringen und sorge dafür, dass das verdunstete Wasser durch neues ersetzt werde. Ist beim Erwärmen eine Temperatur von etwa 70° C. erreicht worden, so wird man die Körner ganz ebenso, wie bei Kalibehandlung, verquollen sehen.

Von Interesse wäre es, diese Verquellung direct zu verfolgen und die Temperatur genau zu bestimmen, bei der sie vor sich geht. Steht uns ein heizbarer Objecttisch zur Verfügung, so dürfte der Versuch selbst keine Schwierigkeit bereiten. Der verbreitetste heizbare Objecttisch ist derjenige von Max Schultze.[3]) Derselbe ist meist für die grössten Objecttische bestimmt, kann aber auch für kleinere eingerichtet werden. Er besteht aus einer Messingplatte, die in zwei seitliche Arme übergeht, die nach kurzem Verlauf rechtwinklig nach vorn umbiegen. Die Platte ruht auf flachen Holzleisten und besitzt eine kleine mittlere Oeffnung. Um die Oeffnung läuft unterhalb der Platte ein spiralig gewundener Quecksilberbehälter, der nach vorn in eine gerade Thermometerröhre mit Scala übergeht. Zum Zwecke der Benutzung setzen wir den heizbaren Objecttisch dem Objecttische des Mikroskops auf, wodurch dieser um etwa 10 *mm.* erhöht wird. Wir befestigen ihn, wenn es geht, mit den am Objecttisch des Mikroskops befindlichen Federklammern oder mit zwei Klemmschrauben. Die mittlere Oeffnung des heizbaren Objecttisches muss in die optische Axe des Mikroskops fallen. Diese Lage ist erreicht, wenn, richtige Stellung des Spiegels vorausgesetzt, das Gesichtsfeld hell erleuchtet sich zeigt. Dabei stellt sich sofort heraus, ob der Objecttisch unseres Mikroskops gross genug für die Anbringung des heizbaren Objecttisches ist. Ist der heizbare Objecttisch in die richtige Lage gebracht worden, so legen wir das Präparat auf denselben und stellen das Object ein; hierauf werden unter die vorderen Arme der Messingplatte Spirituslampen gestellt. Man sieht alsbald das Quecksilber der Thermometerröhre steigen und kann bei einer bestimmten Temperatur die Quellungserscheinungen an den Stärke-

körnern, ganz in derselben Weise wie bei Kalibehandlung, eintreten sehen. Das Thermometer giebt meist eine höhere Temperatur an, als sie im Präparate besteht, und zwar ist der Unterschied um so grösser, je stärker das Objectiv, das heisst, je mehr dasselbe dem Präparat genähert ist. Das Objectiv leitet nämlich eine bedeutende Wärmemenge von dem Präparate nach dem Tubus ab und veranlasst eine merkliche Abkühlung des ersteren. Einige Forscher haben diesem Uebelstand zum Theil dadurch abgeholfen, dass sie ein ringförmiges Zwischenstück aus Elfenbein zwischen dem Objectiv und dem Tubus anbrachten. Auch kann man sich mit den Fehlerquellen, welche dem Instrument überhaupt anhaften, oder die bei Benutzung der verschiedenen Objective sich einstellen, vertraut machen, indem man Körper von bekanntem Schmelzpunkte, etwa kleine Kügelchen von Cacaobutter, die bei 20° C., oder Partikelchen von Paraffin, die bei 51 bis 52° C. sich verflüssigen, unter das Deckglas bringt und die durch das Thermometer angegebene Temperatur mit der durch den schmelzenden Körper angezeigten vergleicht. — So dürfte der Max Schultze'sche heizbare Objecttisch trotz seiner Mängel immerhin brauchbar und zu empfehlen sein.

Vollkommener ist in mancher Beziehung der Ranvier'sche erwärmbare Objecttisch[4]) (vergl. die Einleitung p. 7), in welchem der Objectträger viel besser geschützt ist. Dieser heizbare Objecttisch besteht aus einem rechtwinkligen, hohlen Messingkästchen, welches in etwa halber Höhe einen seitlichen Spalt zeigt, in welchen das Präparat eingeschoben werden kann. In der Mitte ist dieser Tisch seiner ganzen Dicke nach von einer Oeffnung durchbohrt, die in ihrem oberen Theile so weit ist, dass das Objectiv Platz hat und so dem Präparat genähert werden kann. Von hinten her ist in das Kästchen ein Thermometer eingelassen; nach vorn entspringen demselben verschieden hoch zwei kurze Röhren, die durch Gummischläuche mit zwei correspondirenden, oben und unten an einem kleinen Kessel befindlichen Röhren verbunden sind. Der ganze Apparat, das heisst Kessel und erwärmbarer Objecttisch, werden mit Wasser angefüllt und nun der Apparat mit einer Spiritusflamme erwärmt. Da das untere Rohr am Kessel mit dem unteren am heizbaren Objecttische verbunden ist und auch die oberen Röhren zusammenhängen, so stellt sich zwischen dem Kessel und dem Messingkästchen eine Circulation her, welche das Wasser in beiden Gefässen auf der nämlichen Temperatur hält. Damit die Temperatur in dem erwärmbaren Objecttisch sich immer zugleich mit derjenigen im Kessel erhöhe, ist es nöthig, dass der Objecttisch sich höher als der Kessel befinde. Auch darf der ganze Apparat keine Luft enthalten, weil sonst die Circulation stille steht. Es lässt sich in diesem Apparat die Temperatur leicht mehrere Stunden lang constant erhalten. Die Oeffnung des erwärmbaren Objectivtisches ist nach unten mit einer Glasplatte geschlossen, nach oben bildet das Objectiv den Verschluss und lässt sich eventuell um dieses noch ein Ring von Watte anbringen.

Steht dem Beobachter der in der Einleitung empfohlene oder ein anderer für das Mikroskop eingerichteter Polarisationsapparat zur Verfügung, so verlasse er das Studium der Stärkekörner nicht, ohne ihr Verhalten im polarisirten Licht kennen gelernt zu haben. Von dem in

der Einleitung berührten Apparate wird der Polarisator (ein Nicol'sches Prisma mit Condensorlinse) in den Schlitten der Cylinderblendung eingesetzt. Das Analysator-Ocular wird an Stelle des gewöhnlichen Oculars eingeschoben, oder, falls als Analysator das Prazmowski'sche Prisma dient, dieses dem gewöhnlichen Ocular aufgesetzt. Eine Scheibe mit drehbarem Ringe wird mittelst eines in die mittlere Oeffnung passenden Ansatzes auf dem Objecttisch des Mikroskops befestigt. Auf dieser Scheibe kommt das Object zu liegen und kann gleichzeitig mit dem Ring um die Axe des Mikroskops gedreht werden. Die Einstellung des Objects wird bei derjenigen Lage des Analysators vorgenommen, in der das Gesichtsfeld hell erscheint. Die Polarisationsebenen vom Analysator und Polarisator stehen dann parallel zu einander. Die Stärkekörner, etwa diejenigen der Kartoffel, zeigen das schwarze Polarisationskreuz; sie sind somit doppelbrechend. Die Schenkel des Kreuzes nehmen nach aussen an Breite zu, sie treffen sich in dem Kerne des Stärkekorns. Drehen wir hierauf das Analysator-Ocular, so bemerken wir, dass sich das Kreuz im Stärkekorn entsprechend verschiebt. Gleichzeitig verdunkelt sich allmählich das Gesichtsfeld, bis dass es bei gekreuzter Lage des Polarisators und Analysators völlig dunkel erscheint. Die Stärkekörner mit ihren schwarzen Kreuzen zeichnen sich sehr hell auf dunklem Grunde. — Bei der Kartoffelstärke mit excentrischem Kern hat auch der Mittelpunkt des Kreuzes eine excentrische Lage. Ersetzen wir das Kartoffelstärkepräparat durch ein solches mit Bohnenstärke, so erhalten wir hier, bei centraler Lage des Kerns, auch ein schönes, gleichmässig entwickeltes, centrales Kreuz. — Um die Wirkung der retardirenden Gypsplättchen, die in der Einleitung bereits erwähnt wurden, kennen zu lernen, legen wir jetzt ein solches Plättchen unter den Objectträger auf die Scheibe innerhalb des Ringes. Wir wählen hierzu roth I. Ordn., das bei gekreuzter Stellung der Prismen das Gesichtsfeld roth, bei gleicher Stellung derselben grün erscheinen lässt. Die richtige Lage des Plättchens haben wir noch vor Auflegen des Objectträgers, bei gekreuzten Prismen, durch Drehung dieses Plättchens gewonnen. Dieselbe ist erreicht, wenn das Gesichtsfeld intensiv roth erscheint. Es trifft dieses dann ein, wenn die Schwingungsebenen der Prismen mit derjenigen des Gypsplättchens einen Winkel von 45° bilden. Während einer vollständigen Umdrehung des Analysator-Oculars wird das Gesichtsfeld zweimal roth und zweimal hellgrün aufleuchten, dazwischen dunkel werden. Die zuvor farblosen Theile des Stärkekornes, zwischen den Armen des Kreuzes, erscheinen nach Einschaltung des Plättchens gefärbt und zwar je zwei gegenüberliegende Felder in gleicher Farbe, welche complementär zu der Farbe der beiden andern Felder ist. Das Kreuz erscheint in der Farbe des Gesichtsfeldes. Das Kreuz ist somit bei farbigem Gesichtsfelde roth oder grün, die zwischenliegenden Theile des Korns abwechselnd in der Subtractionsfarbe gelb und in der Additionsfarbe blau und zwar blau, was gelb bei hellgrünem Gesichtsfelde war und umgekehrt. — Die Doppelbrechung der Stärkekörner wird von den Einen auf Doppelbrechung hypothetisch angenommener, bestimmt angeordneter krystallinischer Elemente, der „Micellen", zurückgeführt, aus welchen das Stärkekorn aufgebaut sein soll, von Andern auf Spannungsverhältnisse zwischen den das Stärkekorn aufbauenden Schichten. Von diesem

letzteren Standpunkte aus wird sich das Stärkekorn verhalten wie eine homogene Glaskugel, die durch ungleiche Erwärmung in Spannung versetzt worden wäre, und zwar käme dasselbe optische Verhalten wie dem Stärkekorn einer Kugel zu, die an der Oberfläche wärmer als im Innern wäre, die somit das Bestreben hätte, sich an der Oberfläche auszudehnen, hieran aber durch die inneren Theile gehindert würde. Umgekehrt wie die Stärkekörner verhalten sich die meisten pflanzlichen Membranen; sie zeigen entgegengesetzte Vertheilung der Additions- und Subtractionsfarben bei Einschaltung von Gypsplättchen, sie verhalten sich, wie eine im Innern wärmere homogene Glaskugel sich verhalten würde. Die Stärkekörner sind optisch positiv, die meisten Zellhäute optisch negativ. — Mit dem Ring, der die auf dem Objecttisch befestigte Scheibe umgiebt, lässt sich der auf demselben ruhende Objectträger um die Axe des Mikroskops drehen. Dieses ermöglicht es, nach einander die einzelnen Objecte in verschiedene Lagen zu den in unveränderter Stellung verharrenden Prismen zu bringen.

Hiermit hätten wir unser erstes Pensum absolvirt. Bevor wir unser Mikroskop bei Seite stellen, reinigen wir sorgfältig in der schon früher geschilderten Weise die benutzten Objective und Oculare. Wir ziehen auch den Tubus aus der Hülse, um denselben und so auch das Innere der Hülse mit einem gröberen Tuche abzureiben. Statt das Mikroskop in den Kasten wieder einzupassen, ziehen wir es vor, dasselbe unter eine Glasglocke zu stellen, welche eventuell noch, um das Instrument möglichst vor Staub zu schützen, an dem unteren Rand mit Filz eingefasst sein könnte.

Anmerkungen zum I. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu Naegeli, Die Stärkekörner, in Pflanzenphysiol. Untersuchungen Heft 2; E. Strasburger, Bau u. Wachsth. d. Zellhäute, pag. 107, dort die weitere Literatur.

[2]) Haage und Schmidt in Erfurt (Pflanzen-Verzeichniss 1882, pag. 20) bieten die Pflanze beispielsweise für 3 Mark an; J. Linden in Gent (Catalogue illustré, No. 102, 1881, pag. 21) als P. grandiflorus für 5 Fr.

[3]) Archiv f. mikr. Anat. Bd. I, pag. 2. 1865.

[4]) Ranvier Traité technique d'histologie, pag. 41. 1875. Deutsche Uebersetzung, pag. 39.

II. Pensum.

Wir untersuchen zunächst die Erbse (Pisum sativum). Ein reifer Samen wird mit einem starken Taschenmesser halbirt und zwar so, dass die beiden Cotyledonen quer durchschnitten werden. Hierauf führen wir an der Schnittfläche einen feinen Querschnitt mit einem scharfen, hohlgeschliffenen Rasirmesser aus. Ueber das Schneiden selbst sei folgendes bemerkt: 1. Die Schnittfläche ist vor dem Schneiden mit dem Rasirmesser zu befeuchten und zwar für gewöhnlich mit Wasser, in diesem Falle mit Glycerin, da das Präparat durch Wasser leidet und wir dasselbe in Glycerin untersuchen wollen. 2. Der oberste Schnitt ist nicht zu brauchen, da hier das Gewebe durch das Taschenmesser zu stark beschädigt wurde. 3. Man darf an so resistentem Gewebe, wie es dasjenige der Erbse ist, mit dem Rasirmesser nur sehr kleine und äusserst dünne Schnitte ausführen, da die Schneide sonst leicht schartig wird. Ist man mit der Schneide zu tief in das Gewebe gerathen und merkt, dass der Widerstand wächst, so ziehe man das Rasirmesser zurück, anstatt den Schnitt zu Ende führen zu wollen. 4. Man beginne, falls es die Untersuchung nicht etwa fordert, den Schnitt nicht mit der Aussenfläche, lege vielmehr die Schneide der Schnittfläche auf, man bekommt hierdurch einen viel sicherern Halt, um einen dünnen Schnitt auszuführen. 5. Um einen wirklich guten, d. h. einen solchen Schnitt zu erhalten, in welchem die einzelnen Gewebselemente nicht zerrissen werden, muss die Schneide nicht einfach gegen die Schnittkante gedrückt, vielmehr an dieser zugleich hingezogen werden. Daher gewöhne man sich wo möglich frei zu schneiden, ohne die schneidende Hand mit dem Daumen an der andern Hand stützen zu wollen. Dahingegen wird man beide Hände mit Vortheil gegen die Brust lehnen können, weil hierbei eine seitliche Verschiebung der schneidenden Hand nicht verhindert wird. Den Rücken der Klinge stütze man aber auf den Zeigefinger der den Gegenstand haltenden Hand. 6. Da es schwer wird, einen so kleinen Gegenstand, wie die halbe Erbse, namentlich auch, wenn er so hart wie diese ist, hinlänglich fest zwischen den Fingern zu halten, so bediene man sich hierzu des kleinen, in der Einleitung erwähnten Handschraubstockes. Die halbe Erbse wäre

somit in diesen entsprechend tief zu spannen. 7. Man begnüge sich nicht mit einem einzigen Schnitt, führe vielmehr stets eine grössere Anzahl derselben aus, um die Auswahl der besten treffen zu können.

Der ausgeführte Schnitt soll in concentrirtem oder etwa mit $^1/_3$ destillirtem Wasser verdünntem Glycerin untersucht werden. Reines Wasser ist hier nicht zulässig, weil es alsbald Desorganisationserscheinungen in der Grundsubstanz der Zellen veranlasst. Die Uebertragung der Schnitte von dem Messer auf den Objectträger erfolgt am besten mit einem feinen Pinsel. Man fasst den Schnitt, indem man den Pinsel demselben andrückt und ihn von der Klinge herabschiebt. Adhärirt der Schnitt einer hinreichend breiten Fläche des Pinsels, so wird auch ein Zusammenrollen desselben verhindert; letzteres geschieht hingegen leicht, wenn man den Schnitt am Rande mit der Pincette fasst und ihn so übertragen will. Der am Pinsel haftende Schnitt wird flach in den Tropfen des Objectträgers eingetaucht und der Pinsel nun unter gleichzeitiger Drehung seitlich entfernt. Will man den auf dem Objectträger befindlichen Schnitt umdrehen, so drückt man den Pinsel gegen den Objectträger, so dass er mit dem Rande den Schnitt berührt und beginnt ihn nun von dem Schnitt hinweg zu drehen. Hierbei wird der Schnitt sehr leicht auf die Oberfläche des Pinsels gezogen und kann nun mit diesem zugleich umgekehrt werden. Andere ähnliche Kunstgriffe ergeben sich bald durch Uebung von selbst. Der Pinsel muss aber nach jeder Benutzung in Wasser abgespült werden.

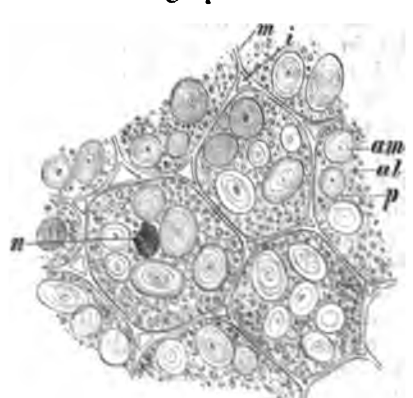


Fig. 16. Aus den Keimblättern der Erbse. *m* Zellhaut, *i* Intercellularraum, *am* Stärke, *al* Aleuronkörner, *p* Grundsubstanz, *n* Zellkern, letzterer nach der Methylessigsäure-Reaction ergänzend eingetragen. Vergr. 240.

Wir stellen den Erbsenschnitt bei unserer stärkeren Vergrösserung ein. Er zeigt uns ein aus runden Zellen bestehendes Gewebe. An den Stellen, wo drei solcher Zellen zusammenstossen, ist ein dreieckiger, mit Luft erfüllter Intercellularraum (*i*) vorhanden. Die Luft erscheint schwarz, wie der Rand der früher besprochenen Luftblasen; hier muss sie natürlich die Gestalt des Raumes zeigen, den sie erfüllt. Die Wand der Zellen (*m*) ist ziemlich dick. Die nebenstehende Fig. 16 zeigt das Gesagte, wobei zu bemerken ist, dass sie drei mittlere Zellen vollständig, von den anschliessenden nur Theile giebt. In jeder Zelle sieht man leicht die grossen Stärkekörner (*am*) und bei einiger Aufmerksamkeit auch kleine zwischen denselben liegende Körner (*al*);

diese kleinen Körner sind ihrerseits in einer feinkörnigen Substanz (*p*) eingebettet. An dünnen Stellen des Schnittes ist manches Stärkekorn herausgefallen, ein entsprechend gestalteter Hohlraum bezeichnet dessen Stelle in der körnigen Substanz. Die kleinen Körner sind Klebermehl-, Aleuron- oder Proteïnkörner;[1]) sie liegen in einer feinkörnigen, aus dem Protoplasma der Zelle unmittelbar hervorgegangenen Grundsubstanz. Fügen wir Jodlösung dem Präparat hinzu, so werden die eintretenden Färbungen uns alsbald über die einzelnen Bestandtheile der Zellen orientiren. Wir setzen auch jetzt den Tropfen Jodlösung dem Deckglasrande zu; da aber die Jodlösung sehr langsam in das Glycerin diffundirt, es uns ausserdem hier nicht darauf ankommt, den Gang der Reaction zu studiren, so beschleunigen wir dieselbe, indem wir das Deckglas ein wenig mit der Nadel heben und so ein Vermischen der Jodlösung mit dem Glycerin veranlassen. Eine zweite gegen den entgegengesetzten Rand des Deckglases gestemmte Nadel verhindert ein Hinweggleiten des letzteren. Die Stärkekörner färben sich blau in's Violette; die Aleuronkörner und die Grundsubstanz gelb. Sehr intensiv wird die Färbung von Aleuron und Grundsubstanz bei Anwendung von Jodjodkalium; allein auch die Stärkekörner werden hierbei überfärbt und erscheinen dann schwarzbraun. Werden Erbsenschnitte in einen Tropfen Salzsäure-Carmin gelegt, so erscheint in äusserst kurzer Zeit Aleuron und Grundsubstanz dunkelroth gefärbt, die Stärkekörner farblos. Besonders auffallend wird die Reaction, wenn man die Carminlösung hierauf durch verdünntes Glycerin oder Wasser ersetzt. Dies erreicht man, indem man die Carminlösung an dem einen Deckglasrande durch Fliesspapier aufsaugen lässt, gleichzeitig am entgegengesetzten Rande Wasser oder verdünntes Glycerin dem Präparate zuführt. Der Salzsäure-Carmin hat freilich die Aleuronkörner und die Grundsubstanz mehr oder weniger desorganisirt. — Legt man einen Schnitt in salpetersaures Quecksilberoxydul (Millon'sches Reagens), so quellen die Stärkekörner sehr stark und werden unkenntlich, Aleuron und Grundsubstanz werden desorganisirt, die desorganisirte Masse nimmt aber nach einiger Zeit eine charakteristische ziegelrothe Färbung an.

Legen wir jetzt noch einen Schnitt in Methylgrün-Essigsäure ein. Nach kurzer Zeit tritt uns in jeder Zelle, zwischen den übrigen Bestandtheilen, ein grünblauer Fleck von ziemlich unbestimmtem Umriss entgegen. Dieser Fleck ist der Zellkern (*n*). Die übrigen Bestandtheile der Zelle haben sich nicht gefärbt; nur sind die Stärkekörner ein wenig gequollen (sie zeigen die radialen Risse, die unter Glycerin fehlen) und auch die Aleuronkörner haben an Grösse zugenommen und erscheinen wie porös oder auch hohl. Wir erkennen somit in der Methylgrün-Essigsäure ein Reagens, das sich im vorhandenen Falle als specifisches Kerntinctionsmittel empfiehlt. Gleichzeitig gefärbt haben sich freilich auch die Zellwände, doch thut dies dem Werth der Methylgrün-Essigsäure als Kern-

reagens keinen Abbruch. Die Zellwände zeigen schöne, hellblaue Farbe und sind in Folge dessen jetzt viel besser als zuvor in den Glycerinpräparaten zu verfolgen. Auch die Intercellularräume treten entsprechend schärfer hervor.

So haben wir denn in der gelbbraunen Jodreaction, der Aufspeicherung von Farbstoffen, der ziegelrothen Millon'schen Reaction die wichtigsten Mittel kennen gelernt, um Eiweisskörper, denn zu diesen gehören die Aleuronkörner, sowie auch Protoplasma (Zellplasma und Zellkern) unter dem Mikroskop zu erkennen. Das Protoplasma zeigt, wie wir später noch sehen werden, diese Reactionen erst, wenn dasselbe getödtet wird, was hier unter dem Einfluss der Reagentien geschah. Eine besonders starke Verwandtschaft zu den Farbstoffen zeigt die Substanz des Zellkerns.

Als zweites Object der Untersuchung empfiehlt sich ein Weizenkorn. Wir wählen dieses Mal Triticum vulgare. Das Korn wird mit dem Taschenmesser zunächst der Quere nach halbirt, dann die eine Hälfte in dem kleinen Handschraubstock befestigt, um geschnitten zu werden. Diesmal gilt es den Schnitt so zu führen, dass auch ein Stück der Oberfläche in demselben vertreten sei. Wir befeuchten die Schnittfläche beim Schneiden mit Glycerin und untersuchen das Object in derselben Flüssigkeit. (Fig. 17.) Unter der aus zusammengedrückten und abgestorbenen Zellen gebildeten Haut, welche die Frucht- und Samenschale repräsentirt, liegt eine Schicht rechteckiger Zellen, die dicht mit kleinen Aleuronkörnern (*al*) erfüllt sind. An diese Schicht schliessen gestreckte, weniger regelmässige Zellen an, welche grosse und kleine Stärkekörner führen. Durch entsprechende Reactionen ist dies alles leicht festzustellen.

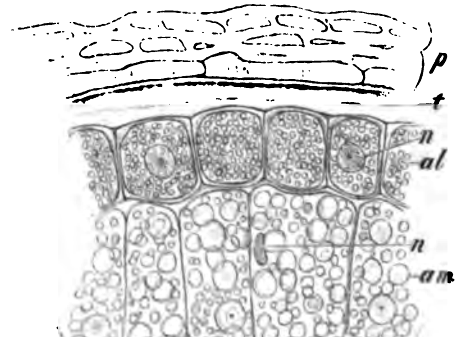


Fig. 17. Querschnitt durch ein Weizenkorn (Triticum vulgare), *p* Fruchthülle, *t* Samenhaut. In den an letztere anschliessenden Endospermzellen: *al* Aleuron-, *am* Stärkekörner, *n* Zellkern. Vergr. 240.

Setzt man 45 % Carmin-Essigsäure hinzu, so treten in den aleuronwie auch den stärkehaltigen Zellen die Zellkerne (*n*) schön gefärbt hervor und alsbald färben sich auch die Aleuronkörner mit ziegelrother Farbe. Sehr gut färbt die Aleuronkörner der zuvor schon benutzte Salzsäure-Carmin, derselbe tingirt auch die protoplasmatische Grundsubstanz, die besonders deutlich zwischen den farblos bleibenden Stärkekörnern hervortritt.

Einen wohlgelungenen Schnitt aus dem Weizenkorn wollen wir

aufbewahren und bei dieser Gelegenheit lernen, wie ein Dauerpräparat herzustellen ist. Wir halten uns zunächst an die einfachste Art der Darstellung, die sich hier um so mehr empfiehlt, als sie ein sehr günstiges Resultat ergiebt: wir legen den Schnitt in Glycerin-Gelatine ein. Wir bringen so viel von dieser gallertartigen Substanz auf einen Objectträger, als wir glauben, dass für die Bildung eines Tropfens nothwendig sei. Hierauf erwärmen wir den Objectträger langsam über einer Spiritusflamme, bis dass die Gallerte sich verflüssigt hat. Der Schnitt wird alsdann in den gebildeten Tropfen gebracht und ein Deckglas aufgelegt. Es empfiehlt sich, das Deckglas zuvor etwas zu erwärmen, weil sonst leicht Luftblasen im Präparate zurückbleiben; auch darf aus gleichem Grunde das Deckglas nicht ganz horizontal, sondern mit einer leisen seitlichen Schwenkung aufgelegt werden. Werden trotzdem Luftblasen eingefangen, so erwärme man den Objectträger ein wenig und suche nun durch vorsichtiges einseitiges Heben des Deckglases die Luftblasen zu beseitigen. Sind die Luftblasen sonst nicht störend, so verzichte man eventuell auf die Entfernung derselben. Hat man mehrere Schnitte in den Tropfen gebracht, so vertheile man dieselben gleichmässig in demselben. Da geschieht es freilich oft, dass beim Auflegen des Deckglases die Schnitte durch einander, an einander, ja selbst auf einander gerathen. Hebt man das Deckglas einseitig, um Ordnung zu schaffen, so erreicht man oft nur das Gegentheil. Man wende daher ein anderes relativ einfacheres Mittel an. Durch Erwärmen des Objectträgers wird der Tropfen möglichst flüssig gemacht und nun, ohne das Deckglas zu heben, ein Haar seitlich unter dasselbe eingeführt. Mit diesem Haar sucht man die Objecte zu richten, eine Operation, die auch meistens zu gelingen pflegt. — Der Schnitt durch die Keimblätter der Erbse kann den Druck des Deckglases aushalten; bei sehr weichen Objecten wird man gut thun, der Dicke derselben gemäss, dünnere oder dickere Haare oder Deckglasstreifen an den Rand des Tropfens zu legen, damit das Deckglas auf denselben ruhe. Denselben Zweck erreicht man mit Wachsfüsschen, die man herstellt, indem man den Objectträger, den vier Ecken des aufzulegenden Deckglases entsprechend, mit dem Docht eines für einen Augenblick entzündeten und ausgelöschten Wachskerzchens antupft. Diese Einrichtung hat zugleich den Vortheil, dass das aufgelegte Deckglas durch die Wachsfüsschen festgehalten wird. Durch nachheriges Erwärmen des Objectträgers kann man auch erreichen, dass sich das Deckglas auf den erweichten Füsschen gerade so weit senkt, dass es das Object berührt. Vor dem Auflegen des Deckglases ist es übrigens auch nothwendig, sich zu überzeugen, dass nicht irgend welche Staubtheile in den Glycerin-Gelatine-Tropfen gelangt sind; diese wären mit Nadeln zu entfernen. Da diese Manipulation sich nur bei entsprechender Vergrösserung vornehmen lässt, so wäre dies gleichzeitig der Augenblick, den Gebrauch des einfacheren Mikroskops (Simplex), resp. das Präpa-

rationsverfahren unter dem zusammengesetzten Mikroskop (Compositum), mit dem wir bisher gearbeit haben, kennen zu lernen.

Ich nehme zunächst an, es stehe dem Beobachter das kleine Zeiss'sche Präparirmikroskop (vergl. die Einleitung p. 5) oder ein anderes ähnlicher Construction zur Verfügung. Ueber dem Objecttisch (*ot*) dieses kleinen Präparirmikroskops (Fig. 18) befindet sich ein von einem horizontalen Arm getragenes Doublet (*d*). Der horizontale Arm ist an einer Stahlstange (*st*) befestigt, welche

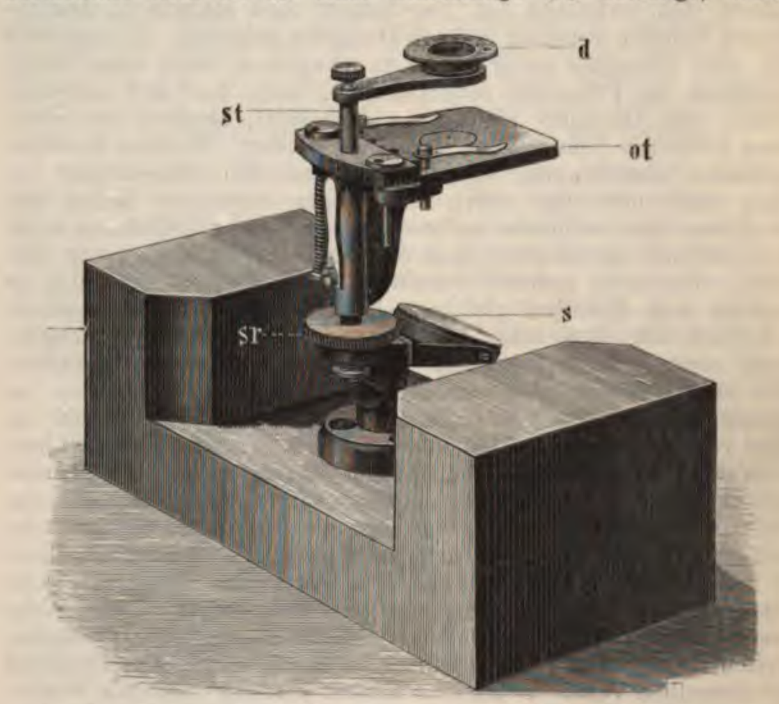


Fig. 18. Kleines Präparir-Mikroskop von Zeiss auf Präparirfuss $^2/_3$ natürl. Grösse. *ot* der Objecttisch, *d* das Doublet, *st* verschiebbare Stahlstange, *sr* Schraube für feine Einstellung, *s* Spiegel, *p* Backen des Präparirfusses.

innerhalb einer Hülse sich drehen und verschieben lässt. Durch diese Verschiebung wird die grobe Einstellung bewerkstelligt. Die feine Einstellung hingegen erreicht man durch Drehung der Schraube *sr*. — Das Instrument ist auf einen Präparirfuss geschraubt, dessen erhöhte Backen (*p*) zum Stützen der Hände beim Präpariren dienen. Das Instrument führt zwei, eventuell drei Doublets von 15-, 30- und 60facher Vergrösserung und mit Vortheil auch eine 5- und 10fach vergrössernde Lupe.

Das grosse Zeiss'sche Präparirmikroskop (vergl. die Einleitung) oder ein anderes von entsprechendem Bau, verfügt über ein Linsen-

system (*l* Fig. 19), das aus drei zu einem Objectiv (*ob*) verbundenen achromatischen Linsen, einem Rohr und einem achromatischen Concav-Ocular (*oc*) besteht. Um bei schwacher Vergrösserung zu arbeiten, brauchen wir das Objectiv allein als Lupe und schrauben daher das Rohr sammt Ocular ab. Auch die drei Linsen des Objectivs lassen sich von einander schrauben und wir können



Fig. 19. Grosses Präparir-Mikroskop von Zeiss, $^{1}/_{2}$ natürlicher Grösse. *ot* Objecttisch, *p* Präparirbacken; *sr* Schraubenköpfe; *l* Linsensystem, an diesem *ob* das Objectiv; *oc* das Ocular. Auf dem Objecttisch liegt ein mit Federklammern befestigter Objectträger.

die obere Linse allein, oder die beiden oberen, oder alle drei gleichzeitig benutzen. Wir erhalten demgemäss 15-, 20- und 30fache Vergrösserung. Mit dem Rohr und Ocular geben dieselben Linsen 40-, 60- und 100fache Vergrösserung. Die Einstellung wird durch Drehung der Schraubenköpfe *sr* vollzogen. An den beiden Seiten

des Objecttisches (*ot*) werden Präparirbacken (*p*) eingeschoben, auf welche man die Hände beim Präpariren stützt.

Um mit dem Compositum zu präpariren, setzt man dem Ocular 2 das Nachet'sche bildumkehrende Prisma auf oder ersetzt das Ocular durch dasjenige, mit welchem das Prisma fest verbunden ist (vergl. die Einleitung). — Oder man bedient sich des bildumkehrenden Oculars, das aber, wie in der Einleitung schon hervorgehoben, nur an Instrumenten mit ausziehbarem Tubus anzubringen ist. Man kann sich endlich auch gewöhnen, was freilich im Anfange grosse Schwierigkeiten macht, mit dem Compositum direct zu präpariren. Dann gilt es eben, die Bewegungen umgekehrt, als man dieselben im Gesichtsfelde des Instrumentes sieht, auszuführen. — Von Vortheil ist es beim Präpariren mit dem Compositum, sich zwei entsprechend grosse Holzblöcke anfertigen zu lassen, die man zu beiden Seiten des Objecttisches anbringt, um auf dieselben die Hände stützen zu können.

Ob wir nun das eine oder das andere Instrument zum Präpariren benutzen, wir legen jetzt auf den Objecttisch desselben das Präparat, das wir von etwa vorhandenen fremden Körpern säubern wollen. Wir wenden zu diesem Zwecke die schwächste Vergrösserung an, die uns zur Verfügung steht. Bei dem grossen Präparirmikroskop von Zeiss wäre dies eine Vergrösserung von 15. Der Objectabstand beträgt dann ca. 30 *mm*. Er würde übrigens bei diesem Instrumente auch mit der stärksten 100fachen Vergrösserung noch 9 *mm* erreichen. Nach erfolgter Einstellung des Spiegels und des Bildes nehmen wir in jede Hand eine mit Halter versehene Nadel (vergl. die Einleitung), stützen die Hände auf die Präparirbacken, bringen die Nadelspitzen in die Axe des Instruments und versuchen, beide gleichzeitig im Gesichtsfelde des Instruments zu sehen. Dieses wird alsbald gelungen sein, worauf wir durch einige Versuche lernen, wie wir die erforderlichen kleinen Bewegungen mit den Nadeln auszuführen haben. Die leichte Aufgabe, die fremden Körper aus dem Präparat mit den Nadelspitzen herauszuheben, dürfte bald zu unserer Zufriedenheit gelöst sein, worauf wir dann erst zum Auflegen des Deckglases auf den Flüssigkeitstropfen schreiten. Sollte übrigens inzwischen der Tropfen zu dickflüssig geworden sein, so erwärmen wir ihn nochmals, bevor wir ihn bedecken.

Die Glycerin-Gelatine-Präparate bedürfen keines weiteren Verschlusses, sind somit in höchst einfacher Weise herzustellen und da sich die meisten pflanzlichen Objecte, auch die tingirten, sehr gut in Glycerin-Gelatine halten, so dürfte diese Methode vor Allem zu empfehlen sein.

Nach Fertigstellung des Präparats wird der Objectträger an seinen beiden Enden mit Schutzleisten versehen. Es sind das Cartonstückchen von der Breite des Objectträgers, welche die das Präparat betreffenden Bezeichnungen aufnehmen und es auch ermöglichen, dass man die Präparate auf einander legen kann.

Anzugeben ist auf den Schutzleisten vor allen Dingen der Name der Pflanze, der Gegenstand und das Aufbewahrungsmedium, etwa vorgenommene Tinctionen und das Datum. Man klebt die Schutzleisten am besten mit Cristall-Palast-Lack auf, der in grossen Materialwaaren-Lagern zu haben ist. Steht nur Gummi zur Verfügung, so umklebe man die Enden des Objectträgers mit je einem Papierstreifen, dessen Enden über einander greifen und befestige auf diesem erst die Schutzleisten, welche sonst leicht abspringen.

Um aber kleine Gegenstände, die mit dem blossen Auge nicht zu sehen sind, leicht wieder zu finden, bezeichne man den Objectträger, während das Präparat noch eingestellt ist, am Deckglasrande mit Linien, so zwar, dass der Lage des Objects die Stelle entspricht, aus der sich die verlängerten Linien scheiden würden. Die Striche sind mit Tinte oder besser noch mit schwarzem Lack auszuführen. In derselben Weise, wie kleine Gegenstände, kann man auch bestimmte Stellen in grösseren Objecten bezeichnen.

Ist das Object, welches wir untersucht haben und gerne aufbewahren möchten, so zart, dass es beim Uebertragen leiden, oder ist es so klein, dass es hierbei verloren gehen könnte, so ziehen wir es vor, dasselbe direct auf dem Objectträger, auf dem es sich bereits befindet, einzuschliessen. Zu einem solchen Verschluss eignet sich am besten eine syrupdicke Lösung von Canadabalsam in Terpentin[2]) oder in Chloroform. Dieselben werden mit einem möglichst feinen, etwa streichholzdünnen Glasstab aufgetragen. Man lässt zunächst den überschüssigen Canadabalsam in das weithalsige Aufbewahrungsgefäss zurückfliessen und setzt dann erst den Glasstab am Rande des Deckglases an. Man zieht nunmehr an diesem Rande entlang, so zwar, dass der Balsam auch ganz wenig über denselben greife, bis dass der Verschluss im ganzen Umfang vollendet ist. Ein wiederholtes Eintauchen der Glasstabspitze in den Canadabalsam wird hierbei nothwendig werden, doch darf die aufgetragene Menge desselben nur sehr gering sein. Während des Verschliessens hüte man sich, das Deckglas mit dem Glasstab zu verschieben. — Auch wenn der Deckglasrand und der Objectträger verunreinigt sind, haftet der Canadabalsam an denselben. Er thut dies selbst in den Fällen, wo die verunreinigende Flüssigkeit Glycerin ist, während andere gebräuchliche Lacke dann nicht fassen wollen. Man kann somit den Canadabalsam-Verschluss anwenden, auch wo sich Deckglas und Objectträger nicht reinigen lassen, jedenfalls entferne man aber mit Fliesspapier die hervorgetretene Flüssigkeit so vollständig als möglich. Ein wenig Canadabalsam dringt stets unter den Deckglasrand und schützt so das Object vor Druck, während es gleichzeitig einen hermetischen Verschluss herstellt. Nach wenig Tagen ist der Canadabalsam trocken und kann das Präparat nunmehr dauernd aufbewahrt werden.

In manchen Fällen empfiehlt sich der Canadabalsam in Terpentin oder Chloroform gelöst unmittelbar zum Einlegen der Objecte, wie wir das später noch sehen werden.

Ausser der Glycerin-Gelatine, dem concentrirten und verschieden

stark mit Wasser verdünnten Glycerin, welche sich zum Einlegen von frischen stärke- und chlorophyllhaltigen, von in Alkohol oder in verdünnten Säuren fixirten und mit Carmin tingirten und überhaupt der meisten pflanzlichen Objecte eignen, dem Canadabalsam, den wir später für fixirte und tingirte Objecte ebenfalls anwenden wollen, wird zum Einlegen der Präparate vornehmlich noch eine concentrirte bis halb verdünnte Lösung von essigsaurem Kali und concentrirte oder halb mit Wasser verdünnte Chlorcalciumlösung benutzt. Namentlich kommen diese Lösungen für solche Objecte in Betracht, die in den zuerst genannten Medien zu durchsichtig, oder welche durch das Glycerin entfärbt werden. Im Einzelnen hier Vorschriften zu geben, ist nicht möglich und die richtige Wahl des Einschlussmediums nur durch längere Erfahrung, oft nur durch Probiren zu erreichen. — Bei Anwendung von Glycerin und Chlorcalcium empfiehlt es sich oft, das Präparat erst in eine stark mit Wasser verdünnte Lösung zu legen, durch Verdunstung sich diese concentriren zu lassen und hierauf erst zum Verschluss des Präparats in der Einschlussflüssigkeit zu schreiten. Unmittelbarer Zusatz der concentrirten Flüssigkeiten ruft in solchen Fällen Schrumpfungen des Präparats hervor. — Auch die in essigsaurem Kali- und Chlorcalciumlösungen dargestellten Präparate können mit dem Terpentin-Canadabalsam verschlossen werden, ja dieser Verschluss ist für fast alle in Gebrauch gekommenen Einschlussflüssigkeiten anwendbar. Um in manchen Fällen das zu tiefe Eindringen des Canadabalsams unter das Deckglas zu verhindern, belastet man, falls das Object dieses verträgt, das Deckglas mit kleinen Gewichten und lässt dieselben so lange liegen, bis dass der Canadabalsam fest geworden ist. Viele Objecte werden in essigsaurem Kali und Chlorcalciumlösung allmählich undurchsichtig.

Sehr zu empfehlen sind die beiden Hoyer'schen Einschlussflüssigkeiten[3]), die eine für Anilin-, die andere für Carmin-Präparate. Diese Einschlussflüssigkeiten sind fertig von Dr. Grübler in Leipzig zu beziehen. Es sind das Lösungen ausgelesener weisser Stücke von arabischem Gummi in der officinellen Lösung von essigsaurem Kali oder in essigsaurem Ammoniak für die mit Anilin tingirten Präparate, in einer mehrprocentigen Lösung von Chloralhydrat, der noch 5 bis 10 % Glycerin zugesetzt wird, für die mit Carmin oder Haematoxylin tingirten Präparate. Das Gummi löst sich innerhalb weniger Tage und bildet eine syrupdicke Flüssigkeit. Wie bei der Glycerin-Gelatine ist auch hier ein weiterer Verschluss der Präparate nicht nöthig, da das Gummi am Rande des Deckglases binnen 24 Stunden zu einer homogenen festen Masse eintrocknet und so den Verschluss selber besorgt.

Um provisorisch Präparate zu verschliessen, die in einer der Verdunstung ausgesetzten Flüssigkeit liegen, und zunächst noch weiteren Manipulationen zugänglich bleiben sollen, benutzt man am besten das Wachs. Mit dem Dochte eines für eine Weile angezündeten und wieder ausgelöschten, resp. über einer Flamme erwärmten Wachskerzchens, machen wir zunächst vier Tupfen an den vier Ecken des Deckglases, um dasselbe zu fixiren und ziehen dann über die Deckglasränder hin, bis dass

der Verschluss perfect ist. Dieser Verschluss ist leicht jeden Augenblick wieder zu entfernen.

Auf diese Angaben will ich mich hier beschränken, ohne auf die zahlreichen andern in Vorschlag gebrachten Einschlussmittel einzugehen. Einige derselben, die ganz specielle Anwendung finden, werden wir später noch Gelegenheit haben, kennen zu lernen.

Doch wir kehren zu unseren Aleuron-Studien zurück und wenden uns an die Samen der weissen Lupine (Lupinus albus) oder einer ihr verwandten Art. Wir halbiren wiederum quer den Samen und schneiden dann an der befeuchteten Schnittfläche. In Wasser untersuchte Präparate zeigen in den Zellen abgerundete Aleuronkörner mit Vacuolen. Will man die Körner in ihrer natürlichen Gestalt sehen, so kann dies unter Glycerin geschehen. Die Körner zeigen sich da zunächst stark lichtbrechend, eckig, allmählich werden sie im Innern fein netzförmig körnig. Sie füllen, dicht aneinanderschliessend, die Zellen aus; eine geringe Menge Grundsubstanz liegt zwischen ihnen, mehr Grundsubstanz lässt sich an den Wänden der Zellen beobachten. Die Wände der Zellen sind stark verdickt und getüpfelt, eine Structur, die wir jedoch erst später an günstigeren Objecten studiren wollen. In Salzsäure-Carmin werden die Körner fast momentan roth, in Jodglycerin nehmen sie eine schöne goldgelbe Farbe an.

Wir schälen hierauf einen Ricinus-Samen, durchschneiden ihn der Quere nach und stellen entsprechende Präparate aus demselben her. Das Gewebe des Endosperms lässt sich hier ganz vorzüglich schneiden, es enthält sehr viel Fett und braucht nicht befeuchtet zu werden. Die Schnitte kann man in Wasser untersuchen, dessen störender Einfluss durch Verdrängung des Oels aus der Grundsubstanz sich erst allmählich geltend macht. Die in der fettreichen Grundsubstanz eingelagerten Körner (Fig. 20 *A*) führen in ihrem Innern meist einen, aber auch zwei und mehr Eiweisskrystalle und meist in Einzahl einen runden Körper, das Globoid, der ein anorganisches Gebilde ist, die Verbindung einer gepaarten Phosphorsäure mit Kalk und Magnesia. Bei längerer Einwirkung des Wassers wird die Grundsubstanz, in der die Aleuronkörner liegen, desorganisirt; grosse Oelmassen sammeln sich auf und an dem Object. Diese haften zum Theil dem Object und dem Glase an und haben dann unregelmässige Form, zum Theil liegen sie frei und sind dann kugelig.

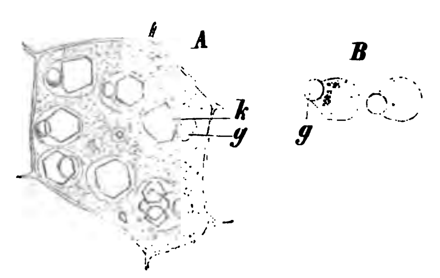


Fig. 20. Aus dem Endosperm von Ricinus communis. *A* eine Endospermzelle mit Inhalt unter Wasser; *B* einzelne Aleuronkörner in Olivenöl; *g* das Globoid; *k* der Eiweisskrystall. Vergr. 540.

Die meisten zeigen sich von zahlreichen Vacuolen getrübt. Stellt man auf den optischen Durchschnitt einer solchen Oelkugel ein, so erscheint dieselbe hellgrau und ist von einem schmalen schwarzen Ringe umgeben. Senkt man den Tubus, so schwindet der schwarze Ring, die Scheibe zeigt sich vielmehr von etwas hellerem Saume umrandet. Hebt man den Tubus, so wird der bei mittlerer Einstellung nur schmale schwarze Ring breiter. Die Oeltropfen zeigen somit entgegengesetzte Erscheinungen, als wir sie früher für Luftblasen beobachtet hatten. Die Luft bricht das Licht schwächer, das Oel stärker als das Wasser, daher ihr entgegengesetztes Verhalten. Dieses wollen wir uns aber für spätere Untersuchungen merken. Die Körper, welche weniger brechbar sind, als das Medium, in dem wir sie untersuchen, erhalten einen um so kleineren, helleren Innentheil, und einen um so breiteren, dunkleren Aussentheil, je tiefer wir einstellen, während dieselben Erscheinungen bei stärker brechbaren Körpern umgekehrt eintreten.

Setzen wir nun dem im Wasser befindlichen Präparate von Ricinus absoluten Alcohol vom Deckglasrande hinzu, so hellt sich das Präparat etwas auf, gleichzeitig treten die Eiweisskrystalle in den Aleuronkörnern sehr scharf hervor. Sie zeichnen sich jetzt so deutlich, dass diese Methode der Behandlung sich empfiehlt, um ihre Form zu studiren. Es sind Krystalle der tetraëdrischen Hemiëdrie des regulären Systems.[1]) Nach längerer Einwirkung des Alcohols schwinden die Oeltropfen mehr und mehr, da das Ricinus-Oel zum Unterschied von anderen fetten Oelen mit absolutem Alcohol mischbar ist. — Wir stellen uns jetzt ein anderes Präparat her, das wir in einen Tropfen Eisessig auf den Objectträger legen und mit dem Deckglas bedecken. Die Eiweisskrystalle schwinden quellend in den Aleuronkörnern, diese nehmen bedeutend an Volumen zu, die Globoide werden auch grösser und treten sehr deutlich in jedem Aleuronkorne vor. Fetttropfen sind aber nicht zu sehen, da das Ricinus-Oel, wiederum als Ausnahme, sich mit Eisessig mischt. — Sonst sind gerade absoluter Alcohol und Eisessig, weil sie die fetten Oele nicht oder nur wenig, die ätherischen Oele hingegen lösen, die besten Reagentien, um diese unter dem Mikroskop zu unterscheiden. Von den ätherischen Oelen lösen sich in den beiden genannten Reagentien die Terpene etwas weniger leicht als die andern. Chloroform und Aether lösen fette und ätherische Oele in derselben Weise.

Zu einem im Wasser liegenden Präparate fügen wir mit Wasser verdünnte Alkannatinctur hinzu. Alsbald haben die Fettmassen Farbstoff aufgespeichert und sich rothbraun gefärbt, ein Verhalten, das auch die ätherischen Oele und ähnlich auch die Harze zeigen.

Mit Salzsäure-Carmin kann man die Eiweisskrystalle färben, doch beobachte man die Schnitte sofort nach dem Einlegen in das genannte Reagens, da alsbald Desorganisation erfolgt. Zuerst färbt sich die Substanz im Korn, welche, sonst wenig sichtbar,

Krystall und Globoid umgiebt; sie erscheint jetzt feinkörnig. Dann färbt sich auch der Krystall, das Globoid bleibt farblos. Sehr deutlich sind auch Krystall und Globoid unter verdünntem Glycerin; das Oel tritt in Tropfen aus, welche den Schnitträndern anhaften. In concentrirtem Glycerin bleibt das Oel in kleinen Tropfen im Präparat vertheilt. Haematoxylin in geringer Menge den Glycerinpräparaten zugesetzt, färbt die Eiweisskrystalle schön violett. — Unter Olivenöl sind die Eiweisskrystalle nicht sichtbar, vielmehr erscheint das ganze Korn als ein stark lichtbrechendes, abgerundetes Gebilde, in dessen einem Ende das Globoid scheinbar eine Vacuole bildet (Fig. 20 *B*). Sehr schön treten die Eiweisskrystalle auch hervor, wenn man die Schnitte in 1% Ueberosmiumsäure legt; sie nehmen nach und nach einen bräunlichen Ton an. Das Oel wird durch die 1% Ueberosmiumsäure langsam geschwärzt, eine Eigenschaft, welche die fetten Oele ebenfalls mit den ätherischen theilen.

Eiweisskrystalle von ausserordentlicher Schönheit, die alle Eiweissreactionen leicht zeigen, finden wir in dem Endosperm des Samens von Bertholletia excelsa, der käuflich überall zu habenden Paranuss. Die Schnitte sind auch hier ausserordentlich bequem zu führen. Wird zu einem im Wasser liegenden Präparate absoluter Alcohol zugesetzt, so treten die Eiweisskrystalle sehr scharf hervor. Das fette Oel wird durch den Alcohol nicht merklich angegriffen. Es bleibt auch unverändert bei Zusatz von Eisessig, während die Eiweisskrystalle sich alsbald lösen. — In 1% Ueberosmiumsäure werden die Krystalle sehr deutlich. Diese Krystalle sind so gross, dass sie selbst bei relativ schwacher Vergrösserung genau in ihrer Gestalt erkannt werden können. Neben dem Krystall liegt ein Globoid, und zwar hier in Gestalt eines unregelmässigen Aggregates abgerundeter Gebilde. Die Grundsubstanz ist sehr fettreich und wird mit der 1% Ueberosmiumsäure allmählich fast schwarz. Auch der körnige Inhalt der Aleuronkörner nimmt bald dunkle Färbung an, während die Krystalle sich nur langsam gelb färben. Die Krystalle sind optisch einaxig, hexagonal rhomboëdrisch-hemiëdrisch. Hämatoxylin mit concentrirtem Glycerin vermischt, färbt die Krystalle, sowie die jetzt körnig erscheinende Substanz des Korns violett. Sehr scharf tritt der Eiweisskrystall auch zu Beginn der Einwirkung in einer kalt gesättigten Lösung von doppelt chromsaurem Kali hervor und schmilzt hierauf rasch von aussen nach innen ab, bis dass er schwindet. Das ganze Korn erscheint jetzt als eine Blase, in welcher das oft phantastisch gestaltete Globoid liegt. — Hierauf bringen wir noch ein Präparat in concentrirte Kalilauge und suchen uns einen gut erhaltenen Krystall in dem Bilde auf. Hierauf setzen wir einen Tropfen destillirten Wassers an den Rand des Deckglases hinzu. Bei beginnender Einwirkung derselben ist die interessante Erscheinung zu beobachten, dass der Krystall zunächst als Ganzes quillt, ohne merkliche Veränderung seiner Gestalt. Schliesslich

wird die krystallinische Gestalt aufgegeben und die gequollene Masse passt sich der Form des Kornes an.

Um nun hübsche Dauerpräparate der Eiweisskrystalle von Ricinus oder Bertholletia darzustellen, härten wir die Schnitte zuvor in einer etwa 2% Lösung von einfachem Chlorquecksilber in absolutem Alkohol.[5]) In dieser haben die Schnitte mindestens 12 Stunden zu verweilen. Hierauf übertragen wir sie in Wasser, was am besten mit einem feinen Hollundermarkstreifen sich bewerkstelligen lässt, während Stahlinstrumente nicht zu brauchen sind, da sich metallisches Quecksilber auf dieselben niederschlägt und so auch die Schnitte verunreinigt. Aus dem Wasser kommen die Schnitte alsbald in eine wässerige Eosinlösung, in der sie nur kurze Zeit, nur etwa 15 Minuten, verweilen dürfen und werden endlich in einen Tropfen halb verdünnter Lösung von essigsaurem Kali auf den Objectträger gelegt, mit Deckglas überdeckt und mit Canadabalsam-Terpentin verschlossen. Das Eosin färbt die Krystalle schön roth,[6]) gleichzeitig auch die Zellwände und Zellsubstanz, gegen welche aber die Krystalle dunkler hervortreten.

Anmerkungen zum II. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu Pfeffer, Jahrb. f. wiss. Bot. VIII. pag. 429, dort die übrige Literatur.

[2]) Von Hillhouse empfohlen. Journ. of the R. Micr. Soc. Lond. 1883. pag. 599. Vergl auch Dippel, Bot. Centrbl. Bd. XVI. pag. 159. 1883.

[3]) Hoyer, Beiträge z. histologischen Technik im Biol. Centrbl. Bd. II. pag. 23.

[4]) Schimper, Unters. ü. d. Proteïnkrystalle d. Pfl. Inaug. Diss. Strassburg. 1878.

[5]) Pfeffer, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VIII. pag. 441.

[6]) Poulsen, Bot. Mikrochemie, franz. Uebers. pag. 84.

III. Pensum.

Auf feuchter Gartenerde, auf Aeckern, an Wassergräben, in Blumentöpfen, sehen wir häufig ein Geflecht grüner Fäden, die locker an einander gereiht, lichtwärts streben, oder auch eine mehr oder weniger compacte Kruste bilden. Unter dem Mikroskop bei schwacher Vergrösserung im Wasser betrachtet, erscheinen uns diese Fäden als hohle Schläuche, an denen es uns selten gelingt, eine Verzweigung zu finden und die, normaler Weise, ohne Scheidewände sind. Sie gehören einer terrestren Vaucheria, mit der wir jetzt einen bestimmten Versuch anstellen wollen. Derselbe dürfte freilich noch besser ausfallen, wenn uns eine der in Bächen und Wassergräben verbreiteten, dickeren Vaucheria-Formen zur Verfügung stünde. In beiden Fällen wird der Schlauch bei stärkerer Vergrösserung eine homogene äussere Wandung zeigen, dieser anliegend farbloses Protoplasma, das grüne, spindelförmige Körner führt und dem von innen mehr oder weniger zahlreiche kleine Oeltropfen anhaften. Das Innere des Schlauches ist mit wässrigem Zellsaft angefüllt, an den fortwachsenden Enden der Schläuche ist farbloses, feinkörniges Protoplasma angesammelt. Unser Versuch besteht nun darin, dass wir mit einer scharfen Scheere die Schläuche durchschneiden. Wir führen dies an möglichst unversehrten und kräftigen Schläuchen aus. Um solche zu erlangen, suchen wir uns einen Busch schöner Fäden in dem Rasen aus und fassen sie möglichst nahe am Substract mit der Pincette, um sie der ganzen Länge nach intact zu erhalten. Wir legen sie auch der Länge nach, ohne sie zu biegen, in einen bereit gehaltenen, entsprechenden Wassertropfen auf den Objectträger. Um den Schnitt ausführen zu können, müssen wir mit dem einen Schenkel der Scheere unter die Fäden fahren, was nur gelingt, wenn die Scheere sehr spitz ist. Nach Durchschneidung der Fäden legen wir vorsichtig ein Deckglas auf. Ein Druck auf die Fäden darf durch dasselbe nicht ausgeübt werden und empfiehlt es sich, bei nicht zahlreichen Fäden, entsprechend dicke Haare zum Schutz an den Rand zu legen. Aus dem durchschnittenen Schlauche wird, wie wir jetzt unter dem Mikroskop leicht constatiren, Zellsaft ausgestossen; derselbe reisst Stücke des farblosen Protoplasma und der

Chlorophyllkörner mit sich fort. Die Wundränder des durchschnittenen Plasmaschlauchs suchen gleichzeitig aneinander zu kommen. Sie neigen zusammen und meist gelingt es ihnen auch, sich zu vereinigen. So ist der Schluss nach aussen wieder hergestellt, kann übrigens bald wieder durchbrochen werden, denn der Zellsaft nimmt entschieden an Masse zu und sucht die gebildete Plasmawand wieder vorzudrängen. Oft gelingt ihnen dies auch, die Plasmawand wird blasenförmig vorgetrieben und löst sich als Kugel ab, während hinter ihr die Ränder des Plasmaschlauches wieder zusammenschliessen. Die Ausstossung von Inhalt kann sich noch mehrmals wiederholen. Manchmal gelingt es dem Faden überhaupt nicht, die Wunde dauernd abzuschliessen, meistens ist dies jedoch der Fall und die jetzt gebildete Plasmawand wird durch zuwanderndes Protoplasma verstärkt. Die Chlorophyllkörner ziehen sich hingegen bis auf eine bestimmte Entfernung von der Wandfläche zurück. Die abschliessende Protoplasmamasse bildet an ihrer Oberfläche eine feine Zellhaut, welche an den Seitenwänden des Schlauches anschliesst. Ist so der Verschluss dauernd hergestellt, so wandern die Chlorophyllkörner auch wieder bis an die Spitze hin. Die aus dem Zellinhalt ausgestossenen, mit Zellsaft erfüllten Plasmakugeln wachsen bedeutend an und platzen schliesslich, worauf die sie bildende Substanz völliger Desorganisation anheimfällt. Dieselbe Desorganisation hatten zuvor schon die gleich bei der Durchschneidung hervorgetretenen Plasmamassen erfahren. — Die Erscheinungen, die sich nach der Durchschneidung der Vaucheria-Fäden einstellen, werden in den Einzelheiten von Fall zu Fall verschieden sein, der Hauptsache nach sich aber gleichen. Sie lassen uns einen tiefern Einblick in die Lebensvorgänge gewinnen, die sich am Protoplasma abspielen. Andererseits zeigen die ausgestossenen Plasmamassen, wie das Protoplasma, seiner natürlichen Stützen beraubt, einer Flüssigkeit ähnlich, dazu neigt, Kugelform anzunehmen. Der Abschluss eines Theiles des Zellleibes zu selbständigem Leben ist aber nur an solchen Protoplasmamassen möglich, welche mehrkernig sind, wo auch einzelne Abschnitte somit die zum Leben nothwendigen Zellkerne enthalten. Zu solchen Zellen gehört Vaucheria, und wir werden es bei späterer Gelegenheit noch versuchen, ihre sehr kleinen Zellkerne zu sehen.

Hingegen wollen wir jetzt die Bewegungserscheinungen am lebenden Protoplasma studiren und wählen als eines der günstigsten Objecte hierzu die Haare an den Staubfäden der Tradescantien. Tradescantia virginica und die der nächst verwandten Arten werden in jedem botanischen Garten cultivirt und blühen vom Mai bis in den Spätherbst. Die violetten, langen Haare fallen in jeder Blüthe ohne weiteres in die Augen. Man wähle zur Untersuchung die Haare aus den im Oeffnen begriffenen oder frisch geöffneten Blüthen. Das Präparat wird hergestellt, indem man ein Büschel Haare mit der Pincette am Grunde fasst, abtrennt und ins Wasser überträgt. Auch das ganze Filament lässt sich unter das Deckglas bringen,

[illegible]

[illegible] in den [illegible] [illegible]

[illegible] die Bewegung [illegible]

[illegible]

[illegible] M[illegible]

[illegible] durch den Zellsaft [illegible]

[illegible] Plasmaschicht [illegible]

[illegible] an einzelnen [illegible]

[illegible] man [illegible]

[illegible] Endoplasma [illegible] M[illegible]

[illegible] Bewegung [illegible]

[illegible] An [illegible]

[illegible] inzwischen [illegible]

[illegible] immer [illegible]

[illegible] zurück[illegible]

das Bild. — Der Zellkern ist fast kugelrund, in manchen Fällen oval, oder etwas abgeflacht. Bei der stärksten Vergrösserung, über die wir verfügen, erscheint er fein punktirt, und es lassen sich auch wohl einige grössere Körner (Kernkörperchen) in ihm unterscheiden. Manchmal liegen zwei Zellkerne in einer solchen Zelle dicht aneinander, indem sich der ursprüngliche Zellkern getheilt hat. Der Zellkern wird von dem Plasmenträger hin und her bugsirt, er verändert langsam seinen Platz in der Zelle. Um sich hiervon zu überzeugen, führe man rasch eine Skizze der Zelle aus und vergleiche mit dieser die Stellung des Zellkerns und der Ströme nach einiger Zeit. Genau lässt sich freilich eine solche Skizze nur mit dem Zeichenprisma entwerfen und sie nur hätte für den späteren Vergleich entscheidenden Werth. Daher wollen wir es auch gleich versuchen, uns mit dem Gebrauch des Zeichenprisma bekannt zu machen.



Fig. 22. Camera lucida nach Abbe, in natürlicher Grösse. Idealer Längsschnitt. Der Strahlengang durch Linien angegeben. *o* die Richtung zum Auge; *s* zur Zeichenfläche; *sr* Klemmschraube.

Die in der Einleitung zunächst empfohlene Camera lucida nach Abbe, die in Fig. 22 im idealen Längsschnitt dargestellt ist, wird, nach Einstellung des Bildes, auf das Ocular gesetzt und mit der seitlich angebrachten Klemmschraube befestigt. Am besten ist es, das Ocular herauszunehmen und nunmehr erst die Camera demselben aufzuschrauben, da bei Ausführung dieser Manipulation am Mikroskop die Gefahr vorhanden ist, dass der Tubus herabgedrückt und das Präparat zerquetscht werde. Ist das Ocular mit der Camera auf den Tubus gesetzt, so rücke man, falls man mit dem linken Auge mikroskopirt, den Spiegel der Camera nach vorn, bei etwaiger Benutzung des rechten Auges nach rechts und neige ihn um 45°, in der durch die Figur dargestellten Weise. Sieht man jetzt in die Camera in der Richtung des Oculars hinab, so erblickt man wieder das Bild des Gegenstandes im Gesichtsfeld des Mikroskops. Jetzt stellt man vor oder neben das Mikroskop ein horizontales Zeichenpult, das annähernd von der Höhe des Objecttisches ist. Man legt ein Blatt Zeichenpapier auf dieses Pult und stützt die Spitze eines

Bleistiftes gegen dasselbe. Befindet sich die Bleistiftspitze unter dem Spiegel in der Richtung von *s*, so muss man dieselbe jetzt zugleich mit dem Bilde des Objectes, gleichsam im Gesichtsfelde des Mikroskops sehen. Die Bleistiftspitze wird aber sichtbar gemacht durch zweimalige Reflection, das erste Mal im grossen Spiegel, das zweite Mal an der versilberten Fläche eines kleinen Prisma im Augenpunkt des Oculars (vergl. die Figur), während das mikroskopische Bild, durch eine kleine Oeffnung in der Versilberung desselben Prisma, direct zum Auge gelangt. Liegt die Oberfläche des Zeichenpultes nicht in der deutlichen Sehweite des Beobachters, so wird die Bleistiftspitze undeutlich gesehen und das Zeichenpult muss erhöht oder, wohl nur in seltenen Fällen, niedriger gemacht werden. Man probirt die erforderliche Höhe etwa mit Büchern aus, die man auf einander legt. Das mikroskopische Bild ist nur dann auf der Zeichenfläche gut sichtbar, wenn ein bestimmtes Verhältniss der Helligkeit zwischen beiden besteht. Ein Abdämpfen der Zeichenfläche kann nun mit Hilfe der Rauchgläser geschehen, die an der Camera drehbar angebracht sind. Ist die Einstellung vollzogen, so zieht man mit der Bleistiftspitze, gleichsam im Gesichtsfelde des Mikroskops zeichnend, die Umrisse des Gegenstandes nach.

Die zweite in der Einleitung genannte Camera sehen wir, in unserer Fig. 5, dem Mikroskop so aufgesetzt, wie es zum Zwecke der Zeichnung zu geschehen hat. Diese Camera hat den Vortheil, dass man sie stets am Instrumente behalten kann, und bei einiger Uebung leistet sie vollkommene Dienste. Sie besteht aus zwei zu einander geneigten Prismen in gemeinsamer Fassung. Die vom Bleistifte kommenden Strahlen erhalten, nach zweimaliger Reflexion innerhalb der Prismen, eine der Mikroskopaxe parallele Richtung und fallen so mit den direct vom Objecte kommenden Strahlen zusammen. Die Camera wird in die aus der Figur ersichtliche Neigung gebracht und so gestellt, dass ihre vordere, durch die Oeffnung der Fassung sichtbare Kante, die Austrittspupille des Mikroskops, das heisst, die helle, kreisrunde Scheibe, die man bemerkt, wenn man senkrecht von oben auf das Ocular hinabblickt, annähernd halbirt. Sieht man dann, seitlich den Kopf bewegend, die Austrittspupille sich nicht merklich gegen die Prismenkante verschieben, so steht letztere auch in richtiger Höhe. Man zeichnet auf einem geneigten Zeichenpulte, das vor dem Mikroskop aufgestellt wird. Nach einigem Suchen hat man auf dem Zeichenpapier die Bleistiftspitze gefunden und kann nun mit derselben den Umrissen des Gegenstandes folgen. Soll der Gegenstand in der Zeichnung nicht verzerrt werden, so muss das Zeichenpult die richtige Neigung haben. Um diese zu bestimmen, wenden wir ein Verfahren an, das rasch zum Ziele führt. Wir zeichnen nämlich den kreisförmigen Umriss des Gesichtsfeldes mit Hilfe unserer Camera auf das Zeichenpapier und erhalten so, bei richtiger Neigung des Zeichenpultes, ebenfalls einen Kreis; bekommen wir hingegen eine Ellipse, so ist die Neigung des Zeichen-

pultes unrichtig und muss so lange verändert werden, bis dass ein Kreis herauskommt. Oder wir stellen und zwar bei einer stärkeren Vergrösserung, das in der Einleitung erwähnte, in einen Objectträger eingravirte Objectiv-Mikrometer, das ein Millimeter in 100 Theile getheilt zeigt, ein. Wir drehen nun das Objectiv-Mikrometer um 90°, so dass die Theilstriche desselben nach vorn auf einander folgen. Falls die zu geringe Grösse des Objecttisches eine solche Drehung des Objektiv-Mikrometers nicht zulässt, müssen wir die Lage des Mikroskops um 90° verändern. Die Drehung des Mikroskops macht natürlich eine Veränderung der Spiegelstellung nothwendig. Wäre unser Instrument mit einem drehbaren Oberkörper versehen, so brauchten wir nur diesen zu bewegen, wie denn ein solcher Oberkörper, oder ein drehbarer Objecttisch, beim Zeichnen sehr zu statten kommen, da sie es ermöglichen, das Object in die für die Zeichnung erwünschte Lage zu bringen. — Haben wir nun dem Mikrometer die richtige Lage gegeben, so tragen wir mit Hilfe unserer Camera die Theilstriche dem Papier des Zeichenpultes auf. Die Theilstriche folgen in aufsteigender Richtung auf einander. Auch ohne grosse Uebung wird es uns gelingen, sie genau wiederzugeben, doch ist es nothwendig, da die Theilstriche eine bestimmte Dicke besitzen, dass wir uns an einen bestimmten Rand derselben halten. Die Neigung unseres Zeichenpultes wird dann richtig sein, wenn die Entfernung der Striche sich in allen Höhen gleich bleibt. Steigt diese Entfernung nach oben zu, so muss das Zeichenpult steiler, sinkt sie, so muss es minder steil gestellt werden. Da übrigens kleine Fehler in unserem Maassstab nicht ausgeschlossen sind, so ist es nothwendig, mehrere Stellen desselben zur Darstellung zu bringen. — Auf diese Weise wird man finden, dass die Neigung des Zeichenpultes etwa 25° zu betragen hat.

Dasselbe Bild, das wir auf dem richtig geneigten Zeichenpulte entworfen haben, können wir gleichzeitig verwerthen, um die Vergrösserung des gezeichneten Bildes zu bestimmen. Wir wissen ja, dass die Striche, die wir gezeichnet haben, um 0,01 *mm.* von einander entfernt sind; finden wir sie jetzt um 2,4 *mm.* aus einander liegend, so ist die Vergrösserung der Zeichnung 240. Diese Methode ist die einfachste und beste um auch die Grösse der mikroskopischen Objecte zu messen. Hat man nämlich die nöthige Sicherheit im Zeichnen erlangt, um selbst geringere Grössenverhältnisse genau wiederzugeben und kennt man genau die in völlig gleicher Entfernung bestimmte Vergrösserung des gezeichneten Bildes, so braucht man nur die Maasse mit dem Cirkel abzunehmen und durch diese Vergrösserung zu dividiren, um das wirkliche Maass des Gegenstandes zu erfahren. Erscheint beispielsweise unsere Tradescantia-Haarzelle bei 240facher Vergrösserung des Bildes 9 *mm.* breit, so beträgt diese Breite in Wirklichkeit 0,0375 *mm.* Diese Methode giebt auf einfachstem Wege so genaue Resultate, dass wir uns bei unseren Untersuchungen auf dieselbe beschränken können.

So kehren wir denn nunmehr zu unserer Tradescantia zurück und versuchen es mit der einen oder der anderen Camera, das Bild derselben zu entwerfen. Da an der zweiten Camera besondere Einrichtungen zur Regulirung der Beleuchtung fehlen, so suchen wir durch Beschattung der Zeichenfläche, eventuell durch Aenderung der Spiegelstellung annähernd gleiche Helligkeit für die Zeichenfläche und das Gesichtsfeld des Mikroskops zu erreichen. Zum Zeichnen verwenden wir am besten steifen, glatten Zeichencarton und Graphitbleistifte. Fertige Zeichnungen kann man, damit sie sich nicht verwischen, mit sehr verdünnter Gummilösung überziehen.

Wir stellen uns somit eine Skizze der Zelle, des Plasmastromes und des Zellkerns in der Haarzelle der Tradescantia in einfachen Umrissen her und vergleichen etwa nach einer Stunde, ob sich Gegenstand und Bild noch decken. Man wird, wie schon angeführt wurde, finden, dass die Vertheilung der Ströme eine andere geworden ist und dass auch der Zellkern seine Lage in der Zelle verändert hat.

Um festzustellen, dass die Zellen in ihrer Strömung unabhängig von einander sind und dass auch die Zellwand die Strömung nicht beeinflusst, lassen wir eine neutrale aber wasserentziehende Flüssigkeit auf die Haare einwirken. Wir setzen dem Wassertropfen, vom Deckglasrande her, concentrirte Zuckerlösung oder besser noch Glycerin hinzu. Es dauert nicht lange, so beginnt das Reagens, dem Zellstoffe Wasser zu entziehen und es tritt eine entsprechende Contraction des Protoplasmaschlauches in den Zellen ein. Derselbe zieht sich von einzelnen Stellen der Zellwand zurück. Diese Contraction des Protoplasmaleibes der Zelle unter dem Einfluss wasserentziehender Körper ist als Plasmolyse bezeichnet worden. Dabei ist zu beobachten, dass, so lange die Contraction nicht zu stark geworden, die Strömung im Protoplasma noch fortdauert, auch an den von der Zellwand zurückgetretenen Stellen. Bald hört freilich alle Bewegung in der Zelle auf. Doch es gelingt in den meisten Fällen, sie wieder zu beleben, wenn die wasserentziehende Flüssigkeit durch Wasser ersetzt wird. Wir fügen zu diesem Zwecke dem Deckglasrande von der einen Seite Wasser hinzu, während wir die unter dem Deckglas befindliche Flüssigkeit von der andern Seite her durch Fliesspapier aufsaugen lassen. Der Protoplasmaschlauch pflegt sich dann auch wieder auszudehnen und die Zellhaut zu erreichen. Es passirt nicht selten, dass während der Contraction einzelne Plasmastücke sich von dem Zellleib ablösen und in abgerundeten Ballen an der Wand der Zelle liegen bleiben. Auch diese Ballen können in den sich erweiternden Plasmaschlauch wieder aufgenommen werden.

Man stellt leicht fest, dass während der eben beobachteten Contraction des Inhalts der Farbstoff nicht durch den lebenden Protoplasmaschlauch diffundirt, und dass dementsprechend die Färbung des Zellsaftes dunkler wird. Anders ist die Erscheinung in getödteten Zellen. Wir lassen beispielsweise absoluten Alkohol

auf die Haare einwirken. Sofort ist das Protoplasma getödtet und folgt nun den Eigenschaften geronnener Plasmamassen, Farbstoffe aufzuspeichern. Es entzieht dem Zellsafte den violetten Farbstoff und dieser erscheint alsbald sehr hell, während sich das Zellplasma und der Zellkern dunkel violett tingiren. Der violette Farbstoff kann jetzt auch den Protoplasmaschlauch durchsetzen und sich in der umgebenden Flüssigkeit verbreiten.

Sollten Tradescantien dem Beobachter nicht zur Disposition stehen, so wäre mit andern Pflanzenhaaren auszuhelfen. Ein sehr günstiges Object geben die Haare ab, die auf den jüngsten Sprossen bei Kürbis-Arten (Cucurbita) stehen. Wir stellen das Präparat her, indem wir diese Haare mit dem Rasirmesser an ihrem Grunde ablösen und in den Wassertropfen des Objectträgers bringen. Die stärkeren Haare sind am Grunde mehrzellig und gehen in eine sich zuspitzende Zellreihe über, andere tragen mehrzellige Köpfchen. Das Protoplasmanetz in den Zellen ist reich entwickelt, es führt Mikrosomen und, wenn auch nur spärlich, grössere, grüngefärbte Chlorophyllkörner. Der Zellkern ist gross, in den Fäden suspendirt, er hat ein glänzendes Kernkörperchen und wird in der Zelle hin und her geführt. Die Innenwände der Zellen sind fein porös.

Eines der allerschönsten Objecte für Protoplasmaströmung sind, soweit die Pflanze zur Verfügung steht, die Haare, welche die jüngeren Organe von Momordica elaterium bedecken. Die Pflanze, als sog. Springgurke bekannt, wird vielfach in Gärten cultivirt. Die stärkeren Haare gehen aus einem vielzelligen Fusse in eine einfache Zellreihe über und spitzen sich allmählich zu, oder endigen mit einem mehrzelligen Köpfchen. Sie sind somit wie diejenigen von Cucurbita gebaut, doch ist die Strömung in ihnen intensiver. Der Zellkern liegt meist der Seitenwandung der Zelle an, er hat ein schönes, grosses, oft hohles Kernkörperchen aufzuweisen. Die Präparate stellt man so her, dass man die Haare an ihrer Basis mit dem Rasirmesser ablöst. Die Strömung ist von dem ersten Augenblicke der Beobachtung an, hinreichend hohe Temperatur vorausgesetzt, sehr kräftig; namentlich sind die Ströme im Wandbelag äusserst zahlreich und mannigfaltig und verändern sehr rasch ihr Aussehen. In dem farblosen, glashellen Protoplasma treten die stark lichtbrechenden relativ grossen Mikrosomen deutlich hervor. Sie werden mit dem Strom geführt. Ausser ihnen sieht man spärliche farblose, im Verhältniss weit grössere Körner, die Stärkebildner oder Leucoplasten. Sie ruhen meist oder werden nur langsam bewegt. Die meisten sind um den Zellkern angesammelt und in vielen Zellen grünlich gefärbt. Die Bewegung des Zellkernes ist wo möglich noch träger; ist er, wie meist, wandständig, so scheint er überhaupt nicht den Ort zu wechseln. Die Configuration der Ströme, welche das Zelllumen durchsetzen, variirt von Zelle zu Zelle und ist innerhalb derselben Zelle fortwährenden Schwankungen unterworfen. Oft ist das innere Stromnetz sehr

reich entwickelt, in anderen Fällen reducirt und vorwiegend auf die Wand zurückgezogen. Innerhalb eines dickeren Plasmastranges laufen die feineren Ströme in den verschiedensten Richtungen. Häufig wird hier und dort ein Knotenpunkt gebildet, in dem zahlreiche Stränge convergiren, der aber in kurzer Zeit sich wieder vertheilt. Fortwährend bilden sich Vacuolen in dem strömenden Protoplasma, die, zu grösseren Blasen anwachsend, entsprechende Ausbuchtungen an den Strömen bilden, allmählich wieder schwinden, oder zur Bildung neuer Maschen im Netzwerk führen. Nicht selten kann man im Stromgebiet auch die Bildung neuer Zweige beobachten, die pseudopodienartig, wie Fühler hervorgestreckt werden. Sie nehmen an Länge zu, während ihr Ende gleichsam hin und her tastet, bis dass ein anderer Stromzweig erreicht ist und die Verschmelzung mit ihm erfolgen kann.

Ausser den freien, in dem Strome fortschreitenden Mikrosomen, sieht man, bei hinreichend starker Vergrösserung, in vielen Zellen auch noch dünne, lange Fäden, welche öfters in Bewegung versetzt werden oder auch ruhen und sich in der Längsrichtung des Stromes lagernd, demselben ein longitudinal gestreiftes Aussehen verleihen. Es sind das Mikrosomenreihen, welche, so vereint, schwächer lichtbrechend als vereinzelte Mikrosomen erscheinen. So eine Mikrosomenreihe wird oft durch den Strom schlangenförmig hin und her gekrümmt, auch wohl durchrissen, während sich einzelne Mikrosomen von ihren Enden ablösen.

Wir stellen uns auch noch ein Präparat von den Haaren her, die in der Blumenkronröhre der Lamium-Arten zwei Längsstreifen bilden. Wir wählen eine kürzlich geöffnete Blüthe zur Untersuchung. Das einfachste ist, wir stellen mit einem scharfen Rasirmesser Querschnitte durch die Blumenkronröhre her, etwas oberhalb der Basis, weil an der Basis selbst die Haare zu spitz und auch sonst ungeeignet für die Untersuchung werden. Die ringförmigen Querschnitte werden in den Tropfen übertragen; da sich aber meist Luft in denselben einfängt, so wird es nothwendig, die Ringe einseitig mit der Schere oder einem Scalpell aufzuschneiden und auszubreiten. Die Haare sind papillenartig, einzellig. Sie entspringen einer Epidermiszelle und werden von stark angeschwollenen Epidermiszellen umgrenzt. Die Haarzelle ist zwischen letzteren mit verschmälertem Grunde eingekeilt, oberhalb der Epidermis schwillt sie plötzlich an und geht, sich allmählich verschmälernd, in eine stumpfe Spitze aus. Die Zellhaut ist an der Spitze der Haare stärker verdickt. Erst nach einigem Liegen im Wasser stellt sich die Strömung ein und ist in manchen dieser Haare sehr schön zu verfolgen. Das Aussehen des Bildes ist von demjenigen bei Tradescantia und Cucurbita etwas verschieden. Es sind weniger, doch relativ dickere Plasmastränge vorhanden, die vorwiegend in der Längsrichtung der Zelle laufen; einige feinere Stränge schliessen an die dickeren an. Der Zellkern ist schwer zu sehen, relativ klein; selbst nach Essigsäure-Methylgrün-Behandlung hat man einige Mühe ihn zu finden.

Ein sehr eigenthümliches Object liefern die Wurzelhaare von Hydrocharis morsus ranae. Man suche zur Untersuchung jugendfrische Wurzeln mit steifen Haaren aus. Die Haare sind dem blossen Auge sichtbar. Man schneide eine ganze Wurzelspitze ab und bringe sie rasch in eine hinreichende Wassermenge auf den Objectträger. Das Deckglas wird in gewohnter Weise aufgelegt und zwar wählen wir hierzu die grössten Deckgläser, über die wir verfügen. Hierauf wird das Präparat eingestellt, wobei freilich bei der nicht unbedeutenden Dicke des Objectes, nicht alle Stellen desselben bei stärkerer Vergrösserung zugänglich sind, weil das Objectiv früher schon in Contact mit dem Deckglas kommt. Diese Haarzellen sind sehr lang, schlauchförmig; wie alle Wurzelhaare einzellig. Das reichliche Protoplasma, das sie führen, ist in mächtiger Bewegung begriffen. Allein es sind hier nicht zahlreiche, netzförmig vertheilte, feine Ströme vorhanden, vielmehr nur ein einziger kräftiger, in sich zurücklaufender Wandstrom. Wir sehen uns daher auch veranlasst, diese Art der Strömung als Rotation von der ersteren, der Circulation, zu unterscheiden. Dieser in sich zurücklaufende Strom präsentirt sich uns als ein breites, schwach schraubenförmig gedrehtes, in sich zurücklaufendes Band, das in eine Ebene entworfen, eine sehr gestreckte 8 bilden würde. Die Bewegung dürfen wir uns aber nicht etwa so vorstellen, als wenn das Band, als zusammenhängendes Ganze, innerhalb der Zelle gedreht würde, denn thatsächlich verändern während der Bewegung die benachbarten Theilchen fortwährend ihre Lage gegen einander. Die beiden entgegengesetzt gerichteten Ströme grenzen nicht unmittelbar an einander, sind vielmehr getrennt durch einen Streifen Protoplasma, in dem Ruhe herrscht. Dieser „Indifferenzstreifen" ist auf eine sehr dünne Plasmalage reducirt.

Sehr instructive Präparate für Rotation des Protoplasma liefern die Blätter von Vallisneria spiralis, einer in allen botanischen Gärten und vielfach selbst in Zimmeraquarien cultivirten Pflanze. Man wähle zur Untersuchung ein kräftiges Blatt und stelle den Schnitt aus den unteren Theilen desselben her. Zu diesem Zwecke thut man wohl am besten, das lange, schmale Blatt über den Zeigefinger zu legen und mit Daumen und Mittelfinger an beiden Seiten festzuhalten. Man stellt jetzt den Flächenschnitt her, indem man das Messer parallel zur Längsaxe des Blattes führt. Man suche so eine Lamelle von etwa der halben Blattdicke zu gewinnen. Diese Lamelle lege man mit der Epidermis nach unten, in den Wassertropfen des Objectträgers. Anhaftende Luft macht einige Stellen des Schnittes unbrauchbar, doch es werden sich immer andere finden, die eine ungestörte Beobachtung zulassen. Es dauert stets eine Zeit lang, bis dass sich die Strömung einstellt; sie lässt sich am besten an den weitlumigeren, gestreckten Zellen, welche das Blattinnere führt, verfolgen. Bei niedriger Zimmertemperatur ist die Bewegung träge, da helfe man durch schwaches Erwärmen des Objectträgers nach. Der Strom kreist um die ganze Zelle, ohne,

in den meisten Fällen, von der zu ihrer Längsaxe parallelen Richtung wesentlich abzuweichen. Der Indifferenzstreifen hat ziemliche Breite. Der Strom führt mit sich die grüngefärbten Chlorophyllkörner und den Zellkern. Letzterer ist scheibenförmig abgeflacht. Von Zeit zu Zeit kommt er zum Vorschein, meist ist er von den Chlorophyllkörnern verdeckt. Nicht selten sieht man ihn an einer Umbiegungsstelle stecken bleiben; dann stauen sich an ihm auch die nachfolgenden Chlorophyllkörner, bis dass einen Augenblick später Alles wieder in den Strom hineingezogen wird. Die Strömungsrichtung wechselt von Zelle zu Zelle ohne alle Regelmässigkeit. Lässt man Glycerin oder Zuckerlösung auf den Schnitt einwirken, so zieht sich der Protoplasmaschlauch von der Zellwand zurück und man kann im ersten Augenblicke der Contraction noch leicht die Fortdauer der Strömung feststellen.

Der mächtigste Plasmastrom, der für Pflanzenzellen bekannt ist, tritt uns bei den Characeen entgegen. Wir müssen aber über die Gattung Nitella verfügen, da die Gattung Chara fast ausschliesslich berindete und daher undurchsichtige Internodien besitzt, während die Internodien sonst gerade besonders geeignet für die Untersuchung sind. Wir wählen jüngere Glieder der Pflanze zur Beobachtung und constatiren alsbald, dass die rotirende Protoplasmaschicht eine sehr bedeutende Dicke besitzt. Die äussere Schicht des Protoplasmas, in der die Chlorophyllkörner liegen, ist unbeweglich. Die unbewegliche Schicht ist hier somit verhältnissmässig stark, während sie für gewöhnlich so schwach ist, dass sie sich der Beobachtung entzieht. Denn auch bei allen früher untersuchten Objecten nahm eine äusserste, dichtere Plasmalage, die sogenannte Hautschicht, an der Bewegung nicht Theil. Ein schräg aufsteigender Streifen an der Wand von Nitella ist frei von Chlorophyllkörnern; er fällt durch seine helle Färbung sofort in die Augen. Diesem chlorophylllosen Streifen entspricht der Indifferenzstreifen im Plasmastrome. Es wiederholt sich hier eine ähnliche Erscheinung, wie in den Wurzelhaaren von Hydrocharis, wo wir im Indifferenzstreifen die Plasmaschicht ebenfalls äusserst reducirt fanden. Die Internodialzellen der Characeen sind vielkernig, der Plasmastrom führt zahlreiche gestreckte Zellkerne, die freilich nur in den günstigsten Fällen als hellere Flecke auffallen. Wir werden uns mit denselben bei späterer Gelegenheit beschäftigen. Nicht zu verwechseln mit diesem Zellkern sind die runden Kugeln, die man in grösserer oder geringerer Anzahl in dem Strome treiben sieht. Dieselben erscheinen entweder glatt oder mit stachlicher Oberfläche; über ihre Bedeutung ist nichts bekannt.

IV. Pensum.

Einen Einblick in den Bau und in die Einschlüsse der Chlorophyllkörner hatten wir bereits Gelegenheit an mehreren Objecten zu gewinnen; immerhin wollen wir noch einmal speciell diesen Gebilden unsere Aufmerksamkeit zuwenden. Wir wählen zu diesem Zwecke ein überall verbreitetes Moos aus, das sich durch sehr schöne, grosse, linsenförmige Chlorophyllkörner auszeichnet und dessen (von der Mittelrippe abgesehen) einschichtige Blätter sich ohne weitere Präparation untersuchen lassen. Dieses Moos ist Funaria hygrometrica. Zahlreiche Chlorophyllkörner von ansehnlicher Grösse sind in jeder Zelle zu sehen, sie liegen, in Pflänzchen, die dem diffusen Tageslicht ausgesetzt waren, nur den freien Zellwänden, das heisst denjenigen, welche die obere und die untere Fläche des Blattes bilden, an. Sie präsentiren hierbei dem Beobachter ihre breite Seite. Dass sie im Profil aber schmäler sind, sieht man an den vereinzelten Körnern, die an den Seitenwänden liegen. Alle Theilungsstadien der Chlorophyllkörner sind leicht, oft in einer Zelle vereinigt, zu finden (Fig. 23). Die ruhenden Körner erscheinen fast kreisrund, dann werden sie elliptisch, hierauf bisquitförmig und endlich vollständig durchgeschnürt. Die beiden jungen Körner bleiben eine Zeitlang noch in Berührung. Die Stärkeeinschlüsse der Chlorophyllkörner sind, je nach ihrer verschiedenen Grösse, in manchen Blättern leicht, in anderen nur schwer zu sehen. Stets aber treten sie deutlich hervor, wenn die Chlorophyllkörner aus einer geöffneten Zelle in das umgebende Wasser gelangen und sich dort desorganisiren. Zu diesem Zwecke schneiden wir ein Blatt mit einer scharfen Schere in mehrere Stücke. Die aus den desorganisirten Chlorophyllkörnern befreiten Stärkekörner nehmen im Wasser an Grösse zu und werden mit Jod als solche nachgewiesen. Dahingegen wird ein ganzes, unversehrtes Chlorophyllkorn mit Jod braun gefärbt und zwar in Folge der combinirten Blaufärbung der Stärkeeinschlüsse, der gelbbraunen Färbung der



Fig. 23. Chlorophyllkörner aus dem Blatte von Funaria hygrometrica, ruhend und in Theilung.

protoplasmatischen Grundlage und der grünen des Chlorophylls. Um günstige Jodfärbungen des unversehrten Korns zu bekommen, nehmen wir Blätter in Untersuchung, die längere Zeit in Alcohol gelegen haben. Die Chlorophyllkörner ercheinen jetzt farblos; ihre Stärkeeinschlüsse nehmen, bei allmählichem Zutritt der Jodlösung, früher als der protoplasmatische Körper, die Färbung an. Die Jodreaction wird noch auffallender, wenn das Präparat zuvor mit Kali, welches die Stärkekörner zur Quellung brachte, behandelt worden ist.[1]) Letztere Methode gestattet es auch, die geringsten Mengen von Stärke in den Chlorophyllkörnern nachzuweisen. Dieses gelingt ebenso sicher mit frischen Körnern, die man mit einer Lösung von 5 Theilen Chloralhydrat in 2 Theilen Wasser,[2]) der man auf dem Objecttäger etwas Jodtinctur zugesetzt hat, behandelt. Das Chlorophyll wird gelöst, so dass nach einigen Minuten das Blatt farblos erscheint; gleichzeitig quillt das Gerüst der Clorophyllkörner und auch die Stärkekörner, die es führt, und letztere treten mit blauer Farbe deutlich hervor. Auch die mit Alkohol entfärbten Blätter zeigen bei derselben Behandlung sehr schön die blau tingirten Stärkekörner in den Chlorophyllkörnern, während letztere sich nicht färben. Nachdem die Chlorophyllkörner mit Alcohol entfärbt worden, kann man dieselben auch sehr gut mit Methylviolett oder Gentianaviolett tingiren. Die Membranen der Zellen färben sich hierbei zwar auch, doch die Körner dunkler und treten dieselben daher auch scharf hervor.

Bei starker Vergrösserung erscheinen die lebenden Chlorophyllkörner des Funaria-Blattes fein punktirt und verrathen so eine maschige Structur.[3]) Um diese zu studiren wählt man aber am besten andere Chlorophyllkörner, so diejenigen von Vallisneria, oder einiger Orchideen, wie Phajus oder Acanthephippium oder Crassulaceen, so Sempervivum-Arten. Mit die günstigsten Objecte geben die häufig cultivirten Crassulaceen der Gattung Escheveria ab. Man schneidet zunächst mit dem Rasirmesser die äussersten Zellschichten der Blattunterseite ab und wählt nun den nächstfolgenden, lockeres Blattgewebe enthaltenden, Schnitt in Wasser, zur Untersuchung. In den unversehrten Zellen des Schnittes erscheinen die grossen Chlorophyllkörner grob porös; das Korn bildet ein regelmässiges Maschenwerk, dessen Hohlräume mit stark lichtbrechenden, dunkler erscheinenden Substanzmassen, den sogenannten Grana erfüllt sind. Die Grana zeigen sich uns in Gestalt annähernd gleich grosser, regelmässig in dem Gerüst des Chlorophyllkorns vertheilter Körner. Die sich unter dem Einfluss des Wassers desorganisirenden Chlorophyllkörner zeigen die Grana gequollen, zum Theil gestreckt; einzelne stäbchenförmige Stärkekörner kommen zum Vorschein. Man kann dieselben auch hier leicht innerhalb der frischen Chlorophyllkörner mit Jod-Chloralhydrat nachweisen.

Auch können wir es uns nicht versagen, einige physiologische Versuche mit Funaria hygrometrica anzustellen, deren Chlorophyllkörner sehr empfindlich auf Licht reagiren.[4]) An Pflanzen, die längere Zeit dem diffusen Tageslichte ausgesetzt waren, fanden wir die Chlorophyll-

körner an der obern und untern Fläche der Blattzellen angesammelt. Setzen wir die betreffenden Pflanzen in einen dunklen Raum, so wird meist schon nach wenigen Stunden, manchmal selbst nach einer Stunde die Lage der Chlorophyllkörner sich verändert haben. Wir finden sie an den Seitenwänden angesammelt, die oberen und die unteren Wände leer. Die erste Stellung wird als die Tagesstellung, die zweite als Nachtstellung bezeichnet. Werden die verdunkelten Pflanzen dem diffusen Tageslichte wieder ausgesetzt, so haben die Chlorophyllkörner nach weniger denn einer Stunde die Tagesstellung wieder erlangt. — Wird ein Funaria-Rasen unter einen undurchsichtigen, inwendig geschwärzten Pappkasten gestellt, der einseitig nur, an der dem Fenster zugekehrten Seite, einen schmalen horizontalen Spalt besitzt, so dass die Blätter nur seitlich einfallendes Licht erhalten, so beeinflusst dieses in ganz bestimmter Weise die Lage der Chlorophyllkörner. Wählen wir jetzt nämlich solche Blätter zur Untersuchung, die der Länge nach vom Lichte gestreift wurden, so finden wir in den Zellen derselben, namentlich den dem Blattrande näheren, die Chlorophyllkörner an der der Lichtquelle zu- und der von ihr abgekehrten Wand angesammelt. Die Tagesstellung der Chlorophyllkörner ist somit nur ein Specialfall des Bestrebens derselben, ihre breite Seite bei diffusem Lichte rechtwinklig zu dem Lichteinfall zu stellen. — Werden hingegen kräftige Rasen von Funaria dem directen Sonnenlichte und zwar um eine zu starke Temperaturerhöhung zu vermeiden, unter einer Wasserschicht exponirt, so ziehen sich in den senkrecht vom Sonnenlicht getroffenen Zellen die Chlorophyllkörner an die Seitenwände zurück. — Ganz besonders interessant ist es noch, Blätter von Funaria unter dem Mikroskop der Einwirkung des directen Sonnenlichtes auszusetzen. Man wählt zu diesem Versuch Blätter von Pflanzen, die im diffusen Tageslicht verweilt haben und zwar solche Zellen derselben, die ihre Aussenfläche dicht mit Chlorophyllkörnern bedeckt zeigen. Solche dicht gedrängte Chlorophyllkörner erscheinen polygonal, nur durch schmale, farblose Streifen von einander getrennt. Werden diese Chlorophyllkörner dem directen Sonnenlichte ausgesetzt, so ziehen sie schon nach wenigen Minuten ihre Ecken ein und werden rundlich oder oval. Sie haben das Bestreben, eine geringere Oberfläche dem zu intensiven Lichte zu bieten und verkleinern so ihre Breitendurchmesser etwa um ein Drittel. Erst später beginnt die Umlagerung der Körner nach den Seitenwänden. — Die Gestaltsveränderung der Chlorophyllkörner ist eine Eigenbewegung derselben, während sie bei ihren Lagenänderungen jedenfalls durch das farblose Protoplasma, das den Wandbelag der Zelle bildet und in dem sie eingebettet liegen, geführt werden. Den hier beobachteten ähnliche Erscheinungen kommen ganz allgemein den Pflanzen zu.

Dieselben Resultate wie mit Funaria-Blättern erhält man mit **Farnprothallien**, so dass sich beide Objecte gegenseitig ersetzen können. Prothallien sind wohl stets in Gewächshäusern, in welchen Farne cultivirt werden, zu finden; die Wahl der Species ist für diese Untersuchung gleichgiltig.

Die Dunkelstellung der Chlorophyllkörner lässt sich an den Prothallien fast eben so leicht wie an den Funaria-Blättern erzielen.

Um anders tingirte Farbkörper[5]) kennen zu lernen, wenden wir uns zunächst an Tropaeolum majus. Wir wählen zur Untersuchung eben geöffnete Blüthen, weil die Farbkörper sich in älteren Blüthen zu desorganisiren beginnen. Zunächst stellen wir Flächenschnitte dar, von der Oberseite der Kelchblätter. Das Präparat lässt sich auch mit einer feinen Pincette machen, wenn man mit dieser entsprechend tief in das Gewebe einsticht und einen Streifen von demselben abreisst. Man lege das Präparat in den Wassertropfen mit nach oben gekehrter Epidermis. Man gehe sofort an die Untersuchung, weil alsbald die nachtheilige Wirkung des Wassers auf die Farbkörper sich geltend macht. Der Rand des Schnittes wird von Anfang an gelitten haben, daher noch unveränderte Zellen für eingehendere Betrachtung auszuwählen sind. — Die Farbkörper sind gelb mit einem Stich in's Orange. Sie erscheinen spindelförmig drei- bis viereckig (Fig. 24) in Formen, welche an krystallinische anschliessen. Die unversehrten Körper sind homogen. Unter dem Einfluss des Wassers schwellen sie an, runden sich ab und werden vacuolig, d. h. es treten mit Wasser erfüllte Hohlräume in ihrem Innern auf. Die Körper liegen besonders zahlreich der inneren Wand der Epidermiszellen der Kelchoberseite an. Weniger zahlreich sind sie an der Wand der Zellen des inneren Gewebes. Schnitte von der Unterseite der Kelchblätter lehren, dass die Epidermis dort besonders arm an Farbkörpern ist. Die braunen Streifen an der Oberseite der Kelchblätter rühren, wie entsprechende Schnitte lehren, von Epidermisstreifen her, deren Zellen mit carminrothem Zellsaft erfüllt sind. Diese Zellen enthalten ausserdem gelbe Körner, die aber der gefärbte Zellsaft fast unsichtbar macht. In den rothen Zellen zeichnet sich der Zellkern meist als heller Fleck. — Die Blumenkronenblätter zeigen entsprechende Verhältnisse; hier können die Ränder der Platte, sowie die Wimpern am Grunde derselben ihrer ganzen Dicke nach zur Beobachtung verwendet werden. Die anhaftende Luft an der Platte stört die Beobachtung, doch wird man stets einzelne luftfreie Stellen finden, oder durch leichten Druck auf die Platte sich herstellen können. Die Kelchblätter bleiben immerhin für die Beobachtung der Farbkörper vorzuziehen, weil an den Kronenblättern die Papillen stören. Man wird nämlich feststellen, dass, mit Ausnahme der braunen Streifen an den beiden unteren Kronenblättern, jede Epidermiszelle der Ober- und Unterseite, in ihrer Mitte zu einem stumpfen Kegel, der schon erwähnten Papille, ausgewachsen ist. Diese Papillen sind stärker an der Oberseite als an der Unterseite entwickelt. Sie geben den Kronenblättern das sammetartige Aus-



Fig. 24. Von der Oberseite d. Kelches von Tropaeolum majus. Untere Wandung einer Epidermiszelle mit den ihr anliegenden Farbkörpern; *n* Zellkern. Vergr. 540.

sehen. Die Luft wird sehr energisch zwischen den Papillen festgehalten. Die feuerrothen Stellen am Grunde der Kronenblätter rühren von rosa Zellsaft und gelben Körnern in den Epidermiszellen her. — Während der Untersuchung muss es auch auffallen, dass die Oberfläche der Epidermiszellen der Oberseite der Kelch- wie Kronenblätter longitudinal gestreift ist. Die Streifen kehren sich nicht an die Grenzen der einzelnen Zellen und sind Falten der die Epidermis deckenden Cuticula. — Mit Jodwasser lassen sich die Farbkörper ziemlich gut fixiren und nehmen gleichzeitig grüne Färbung an; sie treten sehr scharf hervor. Der Zellkern färbt sich gleichzeitig gelbbraun, sein Kernkörperchen wird sehr deutlich. — Mit absolutem Alcohol werden die Körner nur unvollkommen fixirt und allmählich entfärbt; mit Jodlösung nehmen sie dann gelbe Färbung an, sie tingiren sich aber schwächer als der Zellkern; mit Methyl- oder Gentiana-Violett treten sie violett gefärbt hervor.

Ein sehr günstiges Object für die Untersuchung der Farbkörper ist Lilium croceum. Die Epidermis lässt sich sowohl von der Ober-, als auch der Unterseite der fuchsrothen Blumenblätter mit der Pincette abziehen. An beiden Flächen enthalten die Epidermiszellen rosa Zellsaft und zahlreiche, der inneren Wand derselben anliegende, orange Farbkörper. An der Oberseite und an den Seitenwänden der Zellen sind nur spärliche Farbkörper zu finden. Dieselben halten sich relativ lange unverändert in dem Präparat und haben die Gestalt langer Spindeln oder in drei bis mehr Spitzen auslaufender Täfelchen. Flächenschnitte sind den mit der Pincette gewonnenen Präparaten vorzuziehen, weil die Farbkörper sich noch besser halten. Die Epidermis der Unterseite ist günstiger als diejenige der Oberseite, da sie grössere Farbkörper führt. Die Flächenschnitte zeigen, dass auch das innere Gewebe des Blumenblattes Farbkörper besitzt. Die Epidermiszellen sind auf beiden Blumenblattflächen schön gebuchtet, die Cuticula an der Oberseite des Blumenblattes longitudinal gestreift. In dem unteren Theile des Blumenblattes springen auf der Oberseite Rippen vor, die braune längliche Flecke und weiterhin eigenthümliche Auswüchse (Emergenzen) tragen.

Lange Zeit unverändert können wir die gelben Farbkörper in den Haaren der männlichen Blüthen von Cucurbita in Beobachtung behalten. Die Haare sind zum Zwecke der Untersuchung mit dem Rasirmesser von der inneren Fläche der Blumenkrone abzulösen. Sie halten den Aufenthalt im Wasser gut aus. Die kurzen Zellen der eine einfache Zellreihe bildenden Haare zeigen lebhafte Protoplasmaströmung. In dem protoplasmatischen Wandbelege sowohl als in den inneren Strängen und um den Zellkern sind zahlreiche ovale, hochgelbe Farbkörper zu sehen. Entnimmt man die Haare einer sich eben öffnenden Blüthenknospe, so führen die hochgelben Körner auch kleine Stärkekörner. Greift man mit der Beobachtung auf noch jüngere Knospen zurück, so

findet man endlich die Körner farblos. Sie sind somit ursprünglich farblose Stärkebildner (Leucoplasten), die sich später gelb färben, ihre Stärkeeinschlüsse zum Theil behaltend. In älteren Blüthen sind die Stärkekörner aus den Farbkörpern meist verschwunden. Die Farbkörper werden in den dickeren Strängen des Plasmanetzes fortgeführt. Der grosse Zellkern mit schönen Kernkörperchen ist meist der oberen Wandung der Zelle genähert.

Der gelbe Farbstoff ist fast immer an eine protoplasmatische Unterlage gebunden, doch kommen vereinzelte Fälle vor, wo er im Zellsafte gelöst uns entgegentritt. Einen solchen Fall fassen wir bei Verbascum nigrum näher in's Auge. Wir können die Kronenblätter ohne weitere Präparation in Wasser untersuchen, nur müssen wir auch hier wieder durch Druck, wenn auch nur theilweise, oder unter der Luftpumpe, die anhaftende Luft entfernen. Die Epidermiszellen der Ober- wie der Unterseite haben welligen Umriss; die Gelbfärbung ihres Zellsaftes fällt ohne weiteres auf. Die braunen Flecken am Grunde der Kronenblätter rühren von purpurfarbenem, bis braunem Zellsafte her. — In der Epidermis der Staubfäden, von denen sich leicht dünne Lamellen mit dem Rasirmesser abheben lassen, sieht man auch gelben Zellsaft, ausserdem aber in jeder Zelle noch einen zinnoberrothen, unregelmässigen Farbstoffklumpen und eine Anzahl farbloser, von Stärke erfüllter Leucoplasten.

So stellte man auch fest, dass die gelb gefärbten Theile der Unterlippe an der Blumenkrone von Antirrhinum majus schwefelgelben Saft in den Zellen führen; die roth gefärbten Theile haben rosa Zellsaft und stellenweise auch eine, seltener mehr, carminrothe Farbstoffkugeln aufzuweisen.

Ueber die verschiedene Vertheilung der Farbstoffe und die hierdurch hervorgerufenen Gesammteffecte wollen wir uns noch an einem höchst instructiven Beispiele, nämlich am Garten-Stiefmütterchen (Viola tricolor, grandiflora) zu orientiren suchen. Zunächst sei hervorgehoben, dass die Epidermiszellen an der Oberseite der Blumenkrone ihrer ganzen Weite nach in kegelförmige Papillen ausgewachsen sind. Diesen Bau sieht man am besten, wenn man zarte Querschnitte von dem Blumenblatte herstellt. Zu diesem Zwecke schneide man mit der Schere einen schmalen, vielleicht drei Millimeter breiten Streifen aus dem Blumenblatte und spanne ihn in Hollunder- oder Sonnenrosenmark ein. Das hierzu nöthige Hollunder- und Sonnenrosenmark wird durch Abschälen des Holzkörpers und der Rinde von trocknen Stengelstücken der genannten Pflanzen gewonnen. Ein Markstückchen von etwa 3 *cm.* Länge wird hierauf mit einem scharfen Rasirmesser der Länge nach in zwei gleiche Hälften zerlegt. Der zu schneidende flache Gewebestreifen des Objects wird nun zwischen die beiden Markhälften gelegt, so zwar, dass die schmale Kante des Streifens bis an die Endfläche der Markstücke reicht. Man macht hierauf zarte Querschnitte zugleich durch Mark und Gegenstand und über-

trägt den Schnitt mit dem Pinsel von der Messerklinge auf den Objectträger. Man kann die beiden Hollundermarkstreifen während des Schneidens einfach mit den Fingern zusammenhalten, oder auch beide Hälften an einander durch Umwickeln mit einem Faden fixiren. Man halte beim Schneiden das Markstückchen so, dass das Messer die breite Fläche, nicht die Kante des Objects treffe, man erhält auf diese Weise viel gleichmässigere Schnitte. Für so zarte Objecte, wie die Blumenblätter von Viola, ist das weichere Sonnenrosenmark dem etwas härteren Hollundermark vorzuziehen; bei resistenteren Objecten bediene man sich vornehmlich des Hollundermarks, bei noch resistenteren nicht des Markes, sondern des Flaschenkorkes. — Man begnüge sich niemals mit einem einzigen

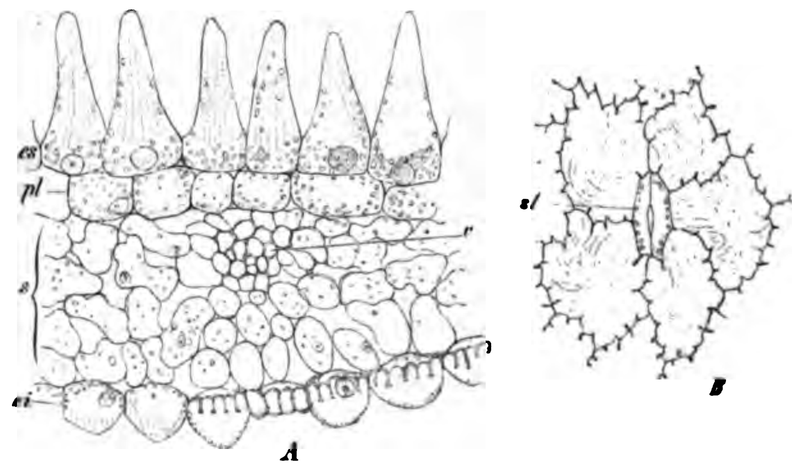


Fig. 25. Blumenkronenblatt von Viola tricolor. *A* ein Querschnitt und zwar *es* Epidermis der Oberseite, *ei* Epidermis der Unterseite; *pl* Pallisadenparenchym; *s* Schwammparenchym; *v* Gefässbündel. *B* Flächenansicht der Epidermis der Unterseite, *st* Spaltöffnung. Vergr. 240.

Schnitte, führe vielmehr stets eine grosse Zahl derselben aus. Dies wird besonders nothwendig bei so zarten Objecten, wie die Blumenblätter von Viola, von denen es eben nicht ohne weiteres gelingt, einen zarten Schnitt zu bekommen. Da die Dicke dieser Blumenblätter eine sehr geringe ist, so werden alle Schnitte, deren Höhe die Dicke überschreitet, umschlagen und ihre Oberfläche statt der Seitenansicht bieten. Hat man zahlreiche Schnitte ausgeführt, so werden immerhin auch solche darunter sein, welche, wenigstens streckenweise, den Anforderungen der Beobachtung entsprechen.

Ein wohlgelungener Querschnitt durch das Kronenblatt von Viola tricolor präsentirt sich so, wie die höher stehende Figur 25 *A* ihn zeigt. Die Epidermis der Oberseite (*es*) erscheint in lange Pa-

pillen verlängert, diejenige der Unterseite (*ei*) ist nur vorgewölbt. Auf die Epidermis der Oberseite folgt eine Schicht ziemlich eng aneinander schliessender Zellen (*pl*) und dann mehrere Schichten unregelmäsig gestalteter, sehr locker verbundener Zellen, die weite Intercellularräume zwischen sich lassen (*s*). Die Epidermis der Ober- und Unterseite, vorwiegend erstere, führt violetten Zellsaft und gelbe Körner, die Zellschicht unter der Epidermis der Oberseite vorwiegend nur gelbe Körner. Die übrigen Zellen des Blattinnern sind ohne Farbstoff. Die Papillen der Oberseite erscheinen longitudinal gestreift; die Streifung rührt von Falten der Cuticula her; an den Papillen der Unterseite fällt ausser der Oberflächenstreifung auch noch eine gröbere Zeichnung der Seitenwände auf, die nur bis zu der Höhe reicht, wo die freie Vorwölbung der Zelle beginnt (*ei*). Es macht diese Zeichnung den Eindruck aneinander gereihter, mit ihren Schenkeln verschmolzener **U**. Im Innern des Blattes zeigen sich auch wohl Gruppen schraubenförmig verdickter Zellen, von deren näherer Betrachtung wir zunächst absehen wollen. — Flächenschnitte lehren, dass die ganze Mannigfaltigkeit der Färbung an den Blumenkronenblättern, durch die Combination des verschieden dunklen und in der Nuance etwas wechselnden, violetten Zellsaftes und der gelben Farbkörper erreicht wird. Der violette Zellsaft ist entweder in derselben Zelle mit den gelben Körpern vorhanden oder beide sind nebeneinander auf verschiedene Zellen vertheilt. Auch die braunen Flecken bestehen nur aus gelb und dunkelviolett. Wo der Zellsaft mehr ins rothe spielt, stellen sich oft wieder ein bis mehr rothe Klumpen in der Zelle ein. An Flächenschnitten, die dem verengten Grunde des Kronenblattes entnommen sind, fällt es auf, dass die Papillen der Oberseite zu langen Schläuchen auswachsen. Andererseits zeigen Flächenschnitte der Unterseite, dass die Epidermiszellen hier eigenthümlich gebrochenen Umriss haben und in das Lumen vorspringende Leisten besitzen. Fig. 25 *B* führt dieselben vor; sie sind es, die uns auch am Querschnitt als **U**-förmige Zeichnung der Seitenwände aufgefallen waren. In der betreffenden Figur ist auch die bei höherer Einstellung sichtbare Stıeifung des Cuticula angegeben. Zwischen den Oberhautzellen der Unterseite begegnet man auch Spaltöffnungen (*st*), die wir aber erst an späteren Objecten studiren wollen. Die weissen Stellen an den Blüthen der Stiefmütterchen enthalten keinen Farbstoff. Die weisse Färbung ist eine Folge der starken Lichtbrechung an der Oberfläche und im Innern des luftreichen Gewebes, wo die Lichtstrahlen vielfach gebrochen und schliesslich zurückgeworfen werden. Entfernt man die der Oberfläche anhaftende und die Intercellularräume erfüllende Luft durch Druck auf das Blumenkronenblatt, so wird letzteres alsbald farblos und durchsichtig.

Schönen blauen Zellsaft finden wir in den Epidermiszellen der Vinca major oder minor. Die Epidermiszellen, namentlich der Oberseite, sind papillenartig vorgewölbt. Die Epidermis beider Seiten lässt sich leicht mit der Pincette abziehen. Die Erschei-

nung, die wir an der Unterseite der Kronenblätter an Viola tricolor beobachteten, ist hier sehr schön entwickelt, nämlich die in das Zelllumen vorspringenden Leisten (Figur 26), welche an ihrer inneren Kante oft angeschwollen sind, sich sogar T-förmig erweitern und wegen der stärkeren Lichtbrechung an ihrer Oberfläche, ganz den Eindruck von, mit weniger dichter Substanz erfüllter Falten machen. An Randstellen, falls das Präparat dort umgeschlagen ist, kann man Bilder sehen, die mit den im Querschnitt von Viola dargestellten übereinstimmen; die Vorsprünge präsentiren sich dann als, die ganze Höhe der Seitenwände einnehmende Leisten.

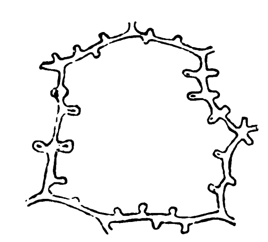


Fig. 26. Eine Epidermiszelle von der Kronenblattunterseite von Vinca minor. Vergr. 540.

Rosa Zellsaft suchen wir uns in dem Kronenblatt einer Rose auf. Die Epidermis lässt sich auch hier leicht von beiden Seiten abziehen. Die Oberseite hat ziemlich starke Papillen, erscheint daher so schön sammetartig. Die Cuticula zeichnet sich durch ausgeprägte Streifung aus.

An den blauen Kelchblättern von Delphinium consolida finden wir die Epidermis sowohl der Ober- wie der Unterseite aus wellig contourirten Zellen aufgebaut. Die Epidermiszellen der Oberseite erheben sich ausserdem in ihrer Mitte zu einer Papille. Die Cuticula-Streifen steigen allseitig an dieser Papille empor, so dass bei Einstellung des Mikroskops auf die halbe Höhe der Papillen sonnenähnliche Figuren entstehen. Die Zellen enthalten blauen, etwas ins Violette spielenden Zellsaft, ausserdem noch in vielen Zellen blaue Sterne aus kurzen Nadeln auskrystallisirten Farbstoffes gebildet. Die Epidermis lässt sich in kleinen Stückchen abziehen; das Kelchblatt ist ausserdem durchsichtig genug, um nach Entfernung der Luft, an den Rändern seiner ganzen Dicke nach untersucht werden zu können.

Die Beispiele für blauen und rothen Zellsaft lassen sich leicht vermehren; fast immer begegnet man solchem in blau und roth gefärbten Blüthen; um so auffallender ist das Verhalten der hochroth gefärbten Blüthe von Adonis flammeus. Auch bei Adonis lassen sich die Präparate mit der Pincette herstellen. Wir sehen schön rothe, annähernd runde bis elliptische Körner in der Epidermis; dieselben sind relativ gross und erreichen die Grösse von Chlorophyllkörnern. Sie erscheinen feinkörnig und zerfallen im Wasser bald in sehr kleine Körnchen, die Molecularbewegung zeigen. Die Epidermiszellen sind gestreckt; Cuticula longitudinal gestreift; die Streifen laufen deutlich über die Zellgrenzen fort.

Wir nehmen nun einen reifenden, doch nicht überreifen, roth gefärbten Steinapfel von Crataegus coccinea zur Untersuchung vor. Ein Schnitt durch das rothe Fleisch des Hypanthium zeigt

uns orange gefärbte Farbkörper in den Zellen. Diese Farbkörper haben die Gestalt von stark verlängerten Spindeln, von Dreiecken oder Trapezen; oft sind sie sichelförmig, oder S-förmig gekrümmt (Fig. 27). Sie sind relativ resistent gegen Wasser. An vielen Stellen des Schnittes erscheinen die Zellen völlig getrennt, abgerundet, so dass uns hier gleichzeitig ein instructives Beispiel für die Möglichkeit nachträglicher Trennung ursprünglich fest verbundener Zellen vorliegt. Die Zellen führen einen Zellkern, einen sehr dünnen Wandbelag aus Protoplasma und zeigen auch einige feinere Protoplasmastränge im Zelllumen. Alle die letztgenannten Theile treten, sich tingirend, schärfer bei Einwirkung von Jodlösungen hervor.



Fig. 27. Eine Zelle aus dem Hypanthium-Fleische von Crataegus coccinea mit orangegefärbt. Farbkörpern und Zellkern. Vergr. 540.

Wer nur über relativ schwache Vergrösserungen verfügt, thut besser, statt des Crataegus-Apfels gleich die Hagebutte in Untersuchung zu nehmen. Man wähle nicht allzureife, doch bereits roth gefärbte Hypanthien für die Untersuchung aus. Die ziemlich isodiametrischen, abgerundeten Zellen des Hypanthiumfleisches sind ziemlich stark verdickt und führen, abgesehen vom Protoplasmaschlauch und Zellkern, schön zugespitzte orangefarbene Spindeln. Manchmal sind zwei Spindeln mit ihrem Ende verbunden, als wenn sie durch Theilung aus einander hervorgegangen wären; auch dreieckige, an den Ecken lang zugespitzte Figuren fehlen nicht. Untersucht man ganz reife Hypanthien, so findet man die erwähnten Zellen von einander getrennt, fast kugelrund. Ueberreife Hypanthien, die sich weich anfühlen, haben nur noch abgestorbene Zellen im Fleische, mit collabirtem Protoplasmaschlauche und mehr oder weniger desorganisirten Farbkörpern aufzuweisen.

In den Beeren von Asparagus officinalis treten uns ebenfalls stark zugespitzte, orangefarbene Spindeln entgegen. Sie zeichnen sich auch durch ihren Widerstand gegen Wasser aus. Dieselbe Trennung der Zellen ist zu beobachten.

So auch isoliren sich die Zellen des Fruchtfleisches der Tomate (Lycopersicum esculentum). Sie enthalten grosse orangefarbene Körner von der Gestalt der Chlorophyllkörner; diese Körner führen zum Theil noch kleine Stärkeeinschlüsse.

Zieht man mit der Pincette ein Stück Haut von der reifen Beere von Solanum nigrum ab, legt dieses Präparat auf den Objectträger, mit der Innenseite nach oben und drückt mit dem Deckglas etwas auf, so ist man sicher, am Rande des Präparats

isolirte Zellen aus dem äussersten Fruchtfleische vor sich zu haben. Diese sind mit violettem Zellsaft erfüllt, haben aber ausserdem Chlorophyllkörner in dem wandständigen Protoplasma aufzuweisen. Auch der Zellkern liegt flach der Zellwandung an, von Chlorophyllkörnern umgeben. Sehr leicht ist hier zu constatiren, dass das Wandplasma farblos ist, dass der violette Zellsaft scharf gegen dasselbe absetzt und dass die Chlorophyllkörner in dem farblosen Wandplasma liegen. — Die nach innen zu folgenden Zellen des Fruchtfleisches werden viel grösser, ihr Zellsaft ist farblos, sie führen aber reichlich Chlorophyllkörner. Ihre Wände sind so zart, dass sie bei der Präparation meist leiden.

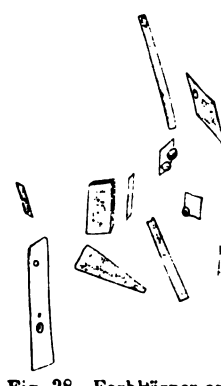


Fig. 28. Farbkörper aus der Wurzel der Mohrrübe. Zum Theil mit Stärkekörnern. Vergr. 540.

Ein ganz ausserordentlich instructives Object giebt die Wurzel der Mohrrübe (Daucus carota) ab. Die orangerothe Färbung dieser Wurzel rührt von Farbkörpern her, die durchaus krystallinische Gestalten besitzen. Die häufigsten Formen finden sich in der Fig. 28 zusammengestellt. Es sind kleine, rechteckige Tafeln oder Rhomben, die Rhomben oft nadelförmig gestreckt, dann Prismen verschiedener Länge, manchmal fächerförmig nach dem einen Ende zu erweitert. Solchen ausgeprägt krystallähnlichen Bildungen sind oft kleine, einseitig vorspringende Stärkekörner eingefügt. Auch diese krystallinischen Gebilde sind somit ihrem Ursprung nach Stärkebildner und müssen mit den Chlorophyllkörnern und andern Farbkörpern in dieselbe Kategorie gebracht werden. Das Formbestimmende ist hier aber der auskrystallisirte Farbstoff, das Carotin. Dem Krystall sitzen nur noch geringe Plasmamengen an, denen dann auch die Stärkekörner entspringen.

Wir untersuchen auch noch eine der blutfarbigen Varietäten unserer Sträucher oder Bäume, oder sonst eine krautartige Pflanze mit rothbraun gefärbten Blättern und constatiren, dass die Zellen der Epidermis rosa Zellsaft enthalten und dass somit das Zusammenwirken von Roth der Oberfläche und Grün des Innern die rothbraune Gesammtfarbe giebt.

Für die herbstliche Rothfärbung der Blätter der wilden Rebe, Ampelopsis hederacea, constatiren wir, dass sie vom rosa Zellsaft in den Zellen der inneren Gewebe, nicht der Epidermis herrührt. — Ausgeprägt gelbe Herbstfärbungen der Blätter beruhen auf der Gelbfärbung der sich desorganisirenden Chlorophyllkörner, wie uns dies in schönster Weise die Blätter von Ginkgo biloba oder in Ermangelung dieser diejenigen der Ahorn-Arten zeigen können. Herbstliche Braunfärbung der Blätter rührt von einer entsprechenden Färbung der Zellwände, vornehmlich aber des Zellinhaltes her, wie sich dies leicht bei der Eiche constatiren lässt.

Die Stärkekörner werden in besonders individualisirten proto-

plasmatischen Gebilden angelegt. Wir haben als solche bereits die Chlorophyllkörner kennen gelernt, dann auch die Farbkörper, in welchen oft noch Stärkekörner nachzuweisen waren, endlich sind wir auch auf farblose Stärkebildner bereits hier und dort aufmerksam geworden. Letzteren fällt die Bildung der Stärke in tieferen Schichten des Pflanzenkörpers zu. Wir können alle drei Gebilde als Chromatophoren zusammenfassen und weiter die Chlorophyllkörper, Farbkörper und farblosen Stärkebildner als Chloroplasten, Chromoplasten und Leucoplasten unterscheiden. Diese Gebilde sind nahe verwandt und können in einander übergehen. Sie gehören alle zum Protoplasma der Zelle und liegen in diesem eingebettet. Hingegen gehören die blauen Sterne, die wir in dem Zellsafte von Delphinium consolida fanden, nicht hierher, sie stellen nur aus dem Zellsafte auskrystallisirten Farbstoff vor und ebenso sind die Farbstoffklumpen, die wir in dem rothen Zellsaft bei Verbascum und dem Stiefmütterchen fanden, nicht zu den Chromatophoren zu rechnen.

Die grössten und schönsten Stärkekörner werden an den Leucoplasten erzeugt, die wir daher aus eigner Anschauung noch kennen lernen wollen. Hier gilt es besonders ein günstiges Object für die Untersuchung auszuwählen, denn die Leucoplasten sind sehr klein und sehr vergänglich, so dass sie äusserst leicht durch die Präparation leiden. Die besten Dienste würden uns hier wieder, falls sie uns zur Verfügung stehen, die Knollen von Phajus grandifolius leisten. Wir wählen eine nicht zu alte Knolle zur Untersuchung, halbiren dieselbe und machen dünne Längsschnitte aus der Scheitelgegend derselben. Der Schnitt muss bis zur grün gefärbten Oberfläche der Knolle reichen. Es gilt die Schnitte rasch auszuführen und sofort in alcoholische Jodtinctur, die man bis zur Hälfte ihres Volumens mit destillirtem Wasser verdünnt hat, zu übertragen. Ebenso gut, ja noch besser, fixirt concentrirte Picrinsäure die Leucoplasten. Zur Beobachtung wähle man ausschliesslich die durch den Schnitt nicht beschädigten Stellen. Die Beobachtung beginnt mit Vortheil in den inneren Theilen des Schnittes, dort sind die farblosen Stärkebildner zu finden. Man sieht sie, ein wohlgelungenes Präparat vorausgesetzt, selbst an relativ grossen Stärkekörnern Figur 29 *A*. Sie sitzen dem hinteren Ende des Kornes an, also derjenigen Seite, an welcher neue Schichten entstehen. Im Profil gesehen erscheint der Leucoplast stäbchenförmig, von oben her beträchtlich gestreckt, ellipsoidisch (*B*).

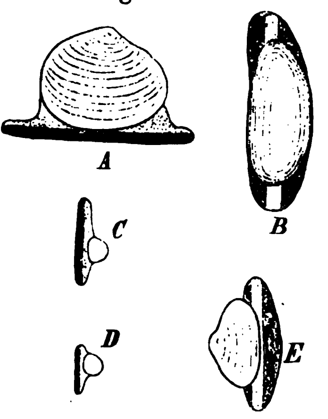


Fig. 29. Phajus grandifolius, Stärkebildner aus der Knolle. *A*, *C*, *D* und *E* von der Seite; *B* von oben; *E* grün gefärbt. Vergr. 540.

Die Substanz des von uns fixirten Leucoplasten ercheint im ersten Augenblick homogen, dann alsbald feinkörnig. Jeder Leucoplast schliesst an der vom Stärkekorn abgekehrten Seite einen prismatischen, gestreckten Eiweisskrystall ein. Derselbe kann aus einem kleinen Leucoplasten mit seinen beiden Enden hervorragen. Gewöhnlich ist dies aber nicht der Fall. An der dem Stärkekorn zugekehrten Seite ist die Substanz des Leucoplasten von geringer Dichte. — Man sieht grosse oder kleine Stärkekörner an den Leucoplasten. Sie sitzen stets seitlich an denselben, an der vom Krystall abgekehrten Seite. Kleine Stärkekörner sind von der Substanz des Leucoplasten umschlossen; grosse werden nur in ihrer Basis von dem Leucoplasten umfasst (Fig. 29 *A*). Nur so weit wie die Substanz des Leucoplasten, reichen auch die neu entstandenen Schichten des Stärkekorns. Oefter sieht man mehrere Stärkekörner neben einander einem Leucoplasten aufsitzen. — Schreitet man mit der Beobachtung langsam gegen den Aussenrand des Schnittes vor, so bemerkt man, dass die farblose Substanz der Chromatophoren sich grün zu färben beginnt. Gleichzeitig nehmen die Chromatophoren an Grösse zu, behalten dabei ihren elliptischen Grundriss, oder werden bisquitförmig. Sie werden, jetzt deutlich porös (*E*), augenscheinlich ist mit der Grössenzunahme eine Auflockerung ihrer Substanz verbunden. Dann sinkt ihre Grösse nach den äussersten Zellschichten hin, sie runden sich ab und nehmen schliesslich das gewohnte Aussehen der Chlorophyllkörner an. Dabei behalten sie bis zuletzt einseitig in ihrem Innern den prismatischen, farblosen Eiweisskrystall. Derselbe tritt gegen die grüne Substanz des Chromatophoren meist deutlich vor. Aus manchen Chlorophyllkörnern sieht man den farblosen Krystall beiderseits hinausragen. Den angeschwollenen, grün gefärbten Chromatophoren sitzen zunächst noch grosse Stärkekörner an. Sie nehmen an Grösse ab, sind nur noch vereinzelt zu sehen und schwinden schliesslich in dem Maasse, als wir uns der Peripherie des Schnittes nähern. — Die Eiweisskrystalle der grünen Chromatophoren werden besonders auffallend an Schnitten, die man in Picrin-Alcohol untersucht. An Schnitten, die in Wasser gelegt werden, verschwinden die Leucoplasten fast momentan und auch die Chloroplasten beginnen alsbald sich zu desorganisiren. Die gequollenen Eiweisskrystalle erscheinen dann als farblose Partien an den grünen Chromatophoren.

Fig. 30. Stärkebildner mit Stärkekörnern aus dem Rhizom von Iris germanica Vergr. 540.

Relativ kleiner, aber immerhin noch unschwer zu sehen, sind die Leucoplasten im Rhizom von **Iris germanica**. Man führt hier die Flächenschnitte parallel der Oberfläche des Rhizoms aus. Die äusserste Gewebeschicht ist zu entfernen, hierauf folgen erst die Stärkelagen. Die Untersuchung ist hier mit Vortheil in Wasser vorzunehmen. In unversehrten Zellen erscheinen die Leucoplasten

als Plasmaansammlungen an dem hinteren Ende der Stärkekörner (Fig. 30). Hier nur wachsen letztere und besitzen demgemäss, so wie bei Phajus, excentrischen Bau. Die Leucoplasten werden körnig unter den Augen des Beobachters und zerfallen schliesslich in kleinere Körner, die Molecularbewegung zeigen. Zwei Stärkekörner an einem Leucoplasten sind keine seltene Erscheinung. Solche Körner kommen, weiter wachsend, alsbald in gegenseitige Berührung und erhalten weiterhin gemeinsame Schichten. Diese und ähnliche Erscheinungen führen hier und in andern Fällen zur Bildung zusammengesetzter Stärkekörner.

Anmerkungen zum IV. Pensum.

[1]) Methode von Böhm, Sitzungsber. d. K. A. d. W. in Wien, Bd. XXII, p. 479.

[2]) Nach A. Meyer, das Chlorophyllkorn, p. 28.

[3]) Vergl. Pringsheim in Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII, p. 313; Schmitz, die Chromatophoren der Algen, p. 29; A. Meyer, l. c. p. 25; Tschirch, Ber. d. bot. Gesell. Bd. I, p. 202.

[4]) Vergl. hierzu Stahl, Bot. Ztg. 1880, Sp. 321; dort die übrige Literatur, namentlich die Arbeiten von Borodin und Frank.

[5]) A. F. W. Schimper, Bot. Ztg. 1880, Sp. 881; 1881, Sp. 185; 1883, Sp. 105 und Sp. 809; A. Meyer, das Chlorophyllkorn, Bot. Ztg. 1883, Sp. 489.

V. Pensum.

Wir beginnen mit der weissen Zuckerrübe. Ein kleines Gewebestück wird der fleischigen Wurzel entnommen und aus demselben ein mikroskopisches Präparat hergestellt. Wir nehmen am besten einen radialen Längsschnitt zur Beobachtung, das heisst also einen Schnitt, der parallel der Längsaxe in der Richtung des Radius geführt worden ist. Dieser Schnitt trifft rechtwinklig die mit dem blossen Auge sichtbaren concentrischen Ringe der Wurzel. In Wasser untersucht, zeigt uns dieser Schnitt mehr oder weniger rechtwinklige, mit wässriger, farbloser Flüssigkeit erfüllte Zellen. An den Wänden dieser Zellen bemerkt man wohl auch hier und dort grössere und kleinere, hellere, runde bis ovale Flecke, welche Tüpfelflächen repräsentiren. In einzelnen Zellen ist der Zellkern zu sehen. Die Intercellularräume sind meist mit schwarz erscheinender Luft erfüllt. An einzelnen Stellen der Präparate werden die Parenchymzellen schmaler, sie strecken sich parallel zur Längsaxe der Wurzel, zwischen ihnen werden lange, meist mit Luft erfüllte Röhren sichtbar, die durch eine charakteristische Verdickung ihrer Wand ausgezeichnet sind. Diese Röhren sind Gefässe. Die Verdickung ihrer Wand ist eine getüpfelt netzförmige, d. h. die Wand zeigt netzförmig verbundene Verdickungsleisten, die zwischen sich unverdickte Stellen zurücklassen. Diese unverdickten Stellen oder Tüpfel sind mehr oder weniger schmal, quer zur Längsrichtung des Gefässes gestreckt. Wo der Schnitt ein Gefäss geöffnet hat, kann man in demselben von Zeit zu Zeit ringförmige Verdickungen bemerken, die in das Innere der Zelle vorspringen. Es sind das diaphragmaartige Reste ursprünglich vollständiger Scheidewände und ist an diesen Resten zu erkennen, dass das Gefäss aus einer Zellreihe hervorgegangen ist. Die in den Gefässen vorhandene Luft stört oft die Beobachtung, man evacuire dieselbe mit der Luftpumpe. Wem eine Luftpumpe nicht zur Verfügung steht, der suche die Luft, durch Einlegen des Präparates in frisch ausgekochtes Wasser, zu entfernen. Rascher wird dieses zu erreichen sein durch kurzes Eintauchen des Präparates in Alcohol. Freilich wird der Inhalt der Zelle hierdurch getödtet, was aber bei dem Zweck der vorliegenden Untersuchung nicht in Betracht kommt.

Stellenweise stösst man in den Präparaten auf vereinzelte Zellen, die dicht mit kleinen klinorhombischen Krystallen erfüllt sind und fast schwarz erscheinen. Diese Krystalle bestehen aus Calciumoxalat. Um dies zu constatiren, lassen wir Essigsäure auf dieselbe einwirken und stellen fest, dass sie in derselben unlöslich sind. Fügen wir zu einem anderen Präparat Schwefelsäure hinzu, so werden die Krystalle alsbald aufgelöst. Die gebildete Gypsmenge ist hier so gering, dass sie in der umgebenden Flüssigkeit gelöst bleibt.

Schöner und deutlicher treten uns die Structurverhältnisse der Zellen an der Zuckerrübe entgegen, wenn wir die Schnitte mit einer wässrigen Lösung von Methylgrün oder mit Methylgrün-Essigsäure behandeln. In beiden Fällen werden die Zellwände schön grün, im letzteren Falle auch noch die Zellkerne fixirt und rasch tingirt. Parenchymzellwände und Gefässwände sind übereinstimmend blaugrün gefärbt. Die Tüpfelflächen an den Parenchymzellwänden färben sich hingegen nicht und treten daher jetzt deutlicher hervor; sie sind dünn gebliebene Stellen der auch sonst nicht stark verdickten Zellwände. Jede Parenchymzelle enthält einen, von winzigen Leucoplasten umgebenen, mit einem deutlichen Kernkörperchen versehenen Zellkern und einen dünnen Wandbelag aus Protoplasma. Die Gefässe führen weder Zellkern noch plasmatischen Inhalt. — Wird zu den in Wasser liegenden Schnitten Chlorzinkjodlösung zugesetzt, so tritt alsbald die charakteristische violette Cellulose-Reaction ein. Die Färbung wird an den Schnitträndern beginnen, übrigens oft erst nach Stunden perfect sein. Die Gefässwände färben sich nicht violett, sondern bräunlichgelb, sie verhalten sich wie verholzte Membranen. An den Parenchymzellwänden bleiben die Tüpfelflächen auch diesmal ungefärbt und treten besonders scharf hervor. Diese Tüpfelflächen sind stets abgerundet, von wechselnder Grösse, einzeln oder in Gruppen, unregelmässig vertheilt. Grössere Tüpfelflächen sind von violetten Streifen verschiedener Breite durchsetzt, sie sind durch dieselben gefächert und machen den Eindruck eines unregelmässigen Gitters. Durch die Chlorzinkjodlösung gelbbraun gefärbte, glänzende Körnchen haften in grösserer oder geringerer Anzahl den Tüpfelflächen an. — Zum Vergleich nehmen wir auch die Cellulose-Reaction mit Jod und Schwefelsäure vor. Der Schnitt wird erst mit Jodlösung, am besten Jodjodkaliumlösung, imprägnirt und hierauf in schwach verdünnte englische Schwefelsäure (2 Theile Schwefelsäure, 1 Theil Wasser, dem Volumen nach) übertragen. Es beginnt sofort, von den Rändern aus, sich die Einwirkung zu äussern; der Schnitt nimmt eine schöne blaue Färbung an. Die Tüpfelflächen bleiben auch diesmal ungefärbt; die grösseren zeigen sich blau gegittert.

Wir stellen uns weiterhin ein Präparat aus einer reifenden Birne her. In dem saftigen Fruchtfleische tritt uns auch hier ein regelmässiges, dünnwandiges Parenchym aus grossen, mehr oder weniger an den Ecken abgerundeten Zellen entgegen. Diese Zellen

führen farblosen Zellsaft, einen sehr reducirten Plasmaschlauch und einen Zellkern. Zerstreut im Gewebe findet man Nester stark verdickter Zellen (Fig. 31). Die Zahl der so vereinigten „Steinzellen" ist von Stelle zu Stelle und je nach der Birnenart verschieden; sie bilden die sogen. Steine der Birne. Die Zellen sind ausgezeichnet durch die bedeutende Dicke ihrer Wand und die zahlreichen feinen, verzweigten Porenkanäle. Die Verzweigung kommt dadurch zu Stande, dass sich eine Anzahl von Porenkanälen in dem Maasse, als das Lumen der Zelle enger wird, vereinigt, so dass sie als gemeinsamer Kanal in das Zelllumen münden. Wo zwei verdickte Zellen sich berühren, ist zu constatiren, dass die Porenkanäle auf einander treffen. Diese Zellen führen im fertigen Zustande, in dem sie uns hier vorliegen, keinen lebenden Zellinhalt mehr, sondern nur noch wässrige Flüssigkeit. Sie repräsentiren somit nur noch todte Zellhüllen. Nach Behandlung mit Chlorzinkjodlösung nehmen die dünnen Parenchymzellen allmählich violette Färbung an, die stark verdickten werden gelbbraun. Letztere sind somit verholzt und werden wegen ihrer starken Verdickung und Verholzung zu dem „Sklerenchym" gerechnet. Die Structurverhältnisse der dicken Zellen werden durch die Chlorzinkjodbehandlung besonders deutlich.



Fig. 31. Aus dem Fruchtfleisch der Birne. Stark verdickte Zellen mit verzweigten Porenkanälen, von dünnwandigen Parenchymzellen umgeben. Vergr. 240.

Wir wollen das Fruchtfleisch der Birne benutzen, um mikrochemische Zuckerreactionen kennen zu lernen.[1]) Die gebräuchlichste ist die mit Fehling'scher Lösung. Man bereitet dieselbe aus Kupfervitriol und Seignettesalz in Wasser. Das Verhältniss ist 34,64 *g.* reinen krystallisirten Kupfervitriols auf 200 *g.* Seignettesalz in Wasser gelöst. Diese Lösung lässt sich aufbewahren. Um sie anzuwenden, setze man 600 *ccm.* Natronlauge von 1,12 spec. Gewicht hinzu und verdünne auf 1000 *ccm.* Diese Lösung wird bis zum Sieden erhitzt. Die Schnitte, an denen die Reaction vorgenommen werden soll, dürfen nicht zu dünn sein, wenigstens zwei Lagen unversehrter Zellen enthalten und selbstverständlich nicht zuvor im Wasser gelegen haben. Taucht man den Schnitt, ihn mit der Pincette festhaltend, in die siedende Lösung ein, so färbt sich der Schnitt schön

mennigroth. Die Reaction ist nach zwei Secunden in voller Schönheit eingetreten. Unter dem Mikroskop sieht man in den Zellen den mennigrothen Niederschlag von reducirtem Kupferoxydul. Es ist somit in den Zellen der Birne eine die alkalische Kupferoxydlösung reducirende Substanz vorhanden, ein Körper aus der Traubenzuckergruppe (Glycose), in diesem speciellen Falle Traubenzucker.

Zum Vergleiche stellen wir den Versuch auch mit einem Schnitt der Zuckerrübe an. Derselbe enthält, wie bekannt, einen Körper aus der Rohrzuckergruppe, nämlich Rohrzucker. Zwei Secunden lang in die siedende Flüssigkeit eingetaucht, zeigt derselbe keinen Niederschlag in den Zellen; der Schnitt hat, mikroskopisch betrachtet, blaue Färbung. Wird der Schnitt längere Zeit in der Fehling-schen Lösung gehalten, so beginnt auch er, sich von der Oberfläche aus mennigroth zu färben. Der Rohrzucker wird invertirt und giebt nun den Oxydulniederschlag. Unter dem Mikroskop zeigen die peripherischen Zelllagen jetzt mennigrothe Körnchen, während, falls die Einwirkung nicht zu lange andauert, die inneren Zellen eine blaue Flüssigkeit führen.

Sehr zu empfehlen für mikroskopische Zwecke ist auch die Barfoed'sche Zuckerreaction mit angesäuertem Kupferacetat. Man stellt sich die Lösung her, indem man 1 Theil neutrales, krystallisirtes Kupferacetat in 15 Theilen Wasser auflöst. Zu 200 *ccm.* dieser Lösung fügt man 5 *ccm.* einer Essigsäure, die 38 % Eisessig enthält, hinzu. — In einer etwa 5 bis 8 *ccm.* haltenden Probe dieser Lösung lassen wir einen nicht zu dünnen Schnitt der Birne, in einer andern ebensolchen Probe einen Schnitt der Zuckerrübe kurz aufkochen. Die betreffenden Flüssigkeiten sammt den Schnitten werden hierauf in kleine Krystallisirschalen gegossen und stehen gelassen. Nach einigen Stunden finden wir den Schnitt der Birne mit einem feinen Niederschlag von Kupferoxydul bedeckt und ebenso ein wenig solchen Niederschlags in der Krystallisirschale, während der Schnitt der Zuckerrübe, wie leicht die mikroskopische Untersuchung lehrt, von anhaftendem Niederschlag frei ist und solcher auch in der Krystallisirschale fehlt. Der Erfolg der Reaction ist nach einigen Stunden zu controliren, da nach längerer Zeit ein sehr geringer Niederschlag sich an der Luft reoxydiren und dann auflösen könnte.

Wir legen hierauf je einen Schnitt der Birne und Zuckerrübe in einen Tropfen concentrirtes oder verdünntes Glycerin und constatiren alsbald die Bildung stark lichtbrechender, meist kugeliger Tropfen in den Zellen. Diese Tropfen bestehen aus Syrup; sie schwinden nach einigen Stunden, bei der Zuckerrübe schneller als bei der Birne, an manchen andern Objecten schon in wenigen Minuten. Die Glycerinprobe kann somit auch zum Nachweis von Zucker benutzt werden. Die Tropfenbildung in Glycerin findet aber auch bei Vorhandensein von Inulin statt, wie wir alsbald sehen werden.

Wir wollen endlich die Zuckerrübe auch noch benutzen, um die mikrochemische Reaction auf Nitrate und Nitrite vermittelst Diphenylamin kennen zu lernen.[3]) Dieses von den Chemikern zum

Nachweis sehr kleiner Mengen von Nitraten und Nitriten benutzte Reagens leistet auch für histologische Zwecke vorzügliche Dienste. Wir führen Quer- oder Längsschnitte durch die Zuckerrübe aus, sorgen aber dafür, dass die Schnitte die Oberfläche erreichen. Diese Schnitte lassen wir mit Vortheil zuvor auf dem Objectträger etwas trocknen und fügen dann erst das Reagens hinzu. Wir benutzten 0.05 *g*. Diphenylamin in 10 *ccm*. reiner Schwefelsäure. Sofort nach Zusatz derselben tritt eine intensive Blaufärbung, Bildung von Anilinblau, in der äussersten Zone der Schnitte auf. Diese Zone enthält die jüngsten, in der Entwicklung begriffenen Gewebe der Rübe; diese sind es somit, die die Nitrate führen. Von den blau tingirten Stellen ergiesst sich der Farbstoff alsbald über das übrige Präparat, doch ist im ersten Augenblick der Reaction die sich färbende Zone ganz scharf gezeichnet. Da es sich aber in Pflanzen, wie die Analysen von Säften ergeben haben, häufig um Nitrate, selten um Nitrite handelt, so dürfen wir aus der eingetretenen Reaction mit grosser Wahrscheinlichkeit auf Nitrate schliessen. Wird statt des etwas eingetrockneten Schnittes ein frischer zur Reaction benutzt, so vertheilt sich der gebildete Farbstoff weit rascher in die Umgebung und die gefärbte Zone ist weniger scharf begrenzt.

Als nächstes Untersuchungobject wählen wir die **Georginenknolle** (Dahlia variabilis). Die longitudinal halbirte Knolle lässt leicht das centrale Mark erkennen. Ein aus diesem dargestellter Längsschnitt zeigt unter dem Mikroskop mehr oder weniger rechteckig contourirte, in Längsreihen angeordnete Zellen (Fig. 32) mit sehr reducirtem Plasmaschlauch, mit Zellkern und farblosem Zellsaft. Die Intercellularräume sind mit Luft gefüllt; die Zellwände fein gestreift. Die Streifen steigen unter einem Winkel von 35 bis 40° auf. Man glaubt zwei entgegengesetzt geneigte Streifensysteme in gleicher Ebene zu sehen, was sich aus der relativ geringen Dicke der Wand erklärt. Thatsächlich gehören die in der einen Richtung aufsteigenden Streifen der einen, die entgegengesetzt geneigten der andern Zelle an, wie man das namentlich an dem freien Schnittrande constatiren kann. Mit Chlorzinkjodlösung färben sich die Zellwände alsbald violett; wo aber zwei Streifen weniger dicht aneinander schliessen, ist eine farblose Linie zwischen ihnen zu sehen. Die unverdickt gebliebenen Stellen der Wand werden eben von der Chlorzinkjodlösung nicht gefärbt.

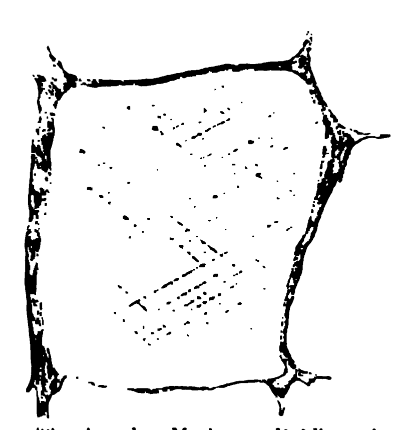


Fig. 32. Aus dem Mark von Dahlia variabilis. Vergr. 240.

Besonders hell treten einzelne relativ grössere, rhombisch umschriebene Stellen, als Tüpfel, hervor. Solche Tüpfel liegen stets in der Trennungslinie zweier Streifen und an der Kreuzungsstelle mit einer Trennungslinie des entgegengesetzt gerichteten Streifensystems.

Wird ein Schnitt in absoluten Alcohol gelegt, so entsteht im Zellsaft ein feiner Niederschlag von Inulin. Ersetzt man den Alcohol durch Wasser und erwärmt den Objectträger über einer Spiritusflamme, so wird der Niederschlag wieder aufgelöst. In Glycerin[4]) werden stark lichtbrechende Substanzmassen in den Zellen sichtbar. Sie präsentiren sich optisch ebenso, wie die uns bereits bekannten Zuckertropfen, doch runden sie sich meist nicht so rasch ab. Auch verschwinden sie nicht so wie die Zuckertropfen, bleiben vielmehr erhalten, bis dass das Inulin aus ihnen auskrystallisirt. — Um das Inulin in den interessanten Sphärokrystallen, die es bildet,[5]) zu studiren, untersucht man am besten Knollenstücke, die mindestens acht Tage zuvor in Spiritus eingelegt worden sind. Man betrachtet die Schnitte am besten in Wasser und lässt während der Beobachtung sehr langsam Salpetersäure zutreten. Die Sphärokrystalle (Fig. 33) sitzen stets den Zellwänden an. Sie bilden mehr oder weniger vollständige Kugeln. Die Kugel kann von einer oder mehreren Zellwänden durchsetzt sein. Meist bilden verschieden grosse Kugeln zusammen eine grössere Gruppe. Die Kugeln lassen radialen Bau erkennen; dieser Bau tritt noch stärker hervor, wenn die Salpetersäure zu wirken anfängt. Ausser der radialen wird jetzt auch noch eine concentrische Schichtung sichtbar. Die Kugel besteht aus hohlkugelförmigen Schichten feiner radial angeordneter Krystallnadeln. Jodlösung bringt keine Färbung der Sphärokrystalle hervor. — Werden dieselben im Wassertropfen auf dem Objectträger erwärmt, so schwinden sie alsbald. Ein Präparat, das wir unter das Polarisationsmikroskop bringen, zeigt uns in jeder Inulinkugel ein schwarzes, orthogonales Kreuz.

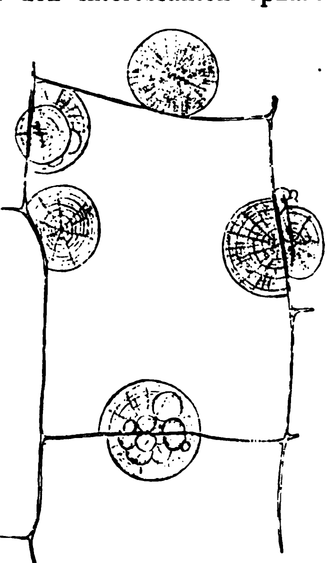


Fig. 33. Aus einer Knolle von Dahlia variabilis, nach mehrmonatlichem Liegen in Spiritus. Sphärokrystalle an den Wänden. Vergr. 240.

Wir halbiren der Länge nach einen grünen, in kräftigem Wachsthum befindlichen Stengel einer Rose, wir wählen Rosa semperflorens der Gärten, und stellen nun mit dem Rasirmesser einen dünnen Schnitt aus dem mit Wasser befeuchteten, für das blosse

Auge an seiner weissen Färbung kenntlichen Marke her. Unter dem Mikroskop sehen wir ein Gewebe aus im Durchschnitt meist rechteckigen, grossen Zellen und aus zwischen diesen befindlichen schmäleren. Bei schwacher Vergrösserung fällt es auf, dass die schmalen Zellen in zusammenhängenden Zügen zwischen den grösseren, und zwar parallel zur Längsaxe des Stengels laufen und von Zeit zu Zeit auch durch quere Anastomosen verbunden werden. Die grossen Zellen zeigen nur spärliche runde Tüpfel, die schmalen ebensolche Tüpfel, doch dicht gedrängt in grosser Anzahl. Die schmalen Zellen haben etwas dickere Wände, sie führen vielfach Stärke. Wir fügen Chlorzinkjodlösung zu dem Schnitt hinzu; die Wände des ganzen, eben geschilderten Markgewebes färben sich gelbbraun, kaum dass stellenweise ein Anflug von violett sich zeigt. Wir stellen jetzt einen anderen Schnitt her, den wir in einen bereit gehaltenen Tropfen einer wässrigen Eisenchlorid-Lösung legen. In vielen der schmalen Zellen färbt sich der Inhalt dunkelblau. Alsbald zieht sich der blaue Inhalt von den Wänden der Zelle zurück und bildet einen unregelmässig contourirten Ballen in derselben. Einen anderen Schnitt untersuchen wir in einer wässerigen Lösung von schwefelsaurem Eisenoxyd und finden dieselbe Reaction. Endlich legen wir einen weiteren Schnitt in eine etwa 10% wässerige Lösung von Kaliumbichromat. In den meisten der schmalen Zellen ist jetzt die Bildung eines feinkörnigen, rothbraunen Niederschlags zu constatiren. Die Zahl der reagirenden Zellen ist entschieden grösser; dieser Methode also vor allen der Vorzug zu geben. Aus den erfolgten Reactionen schliessen wir auf Gerbsäure und zwar auf eine eisenbläuende, während es auch eisengrünende giebt. — Andere Rosen weichen im Bau ihres Markes mehr oder weniger ab, zeichnen sich durch grössere oder geringere Stärkemengen in den Zellen aus, geben übrigens alle die Gerbstoff-Reactionen.

Um die Gerbstoffreaction an einem typischen Objecte zu erproben, wenden wir uns an Galläpfel, wie sie auf den Blättern unserer Eichen zu finden sind. Diese Galläpfel verdanken dem Stich der Gallwespe, welche ein Ei in das angestochene Gewebe legt, ihre Entstehung. Wir halbiren einen solchen noch grünen Gallapfel und finden an den hierauf dargestellten, zarten Radialschnitten, dass die innere, von der Larve der Gallwespe eingenommene Höhlung von einer „Schale" umgeben ist, die aus isodiametrischen, abgerundeten Zellen gebildet wird. Diese enthalten meist reichlich mit Jod sich bläuende Stärkekörner. Das an diesen inneren Theil anschliessende Gewebe wird von radial gestreckten polygonalen Zellen gebildet, die an der Peripherie des Apfels an Länge abnehmen und schliesslich unter der kleinzelligen, nach aussen stark verdickten äussersten Zellschicht, der Epidermis, münden. Dieses ganze, die innere Schale umgebende Gewebe, zeigt keine bestimmt geformten Einschlüsse. Legen wir aber einen frisch dargestellten Schnitt in einen Tropfen schwefelsaurer Eisenoxydlösung, so sehen wir, dass derselbe sich seiner ganzen Masse nach dunkel-

blau färbt. Diese Färbung theilt sich auch der umgebenden Flüssigkeit mit und führt uns somit, wie an dem zuvor geprüften Objecte, die Eisenreaction auf Gerbsäure oder Tannin, die auch hier wieder in der eisenbläuenden Form uns entgegentritt, vor. Beobachtet man die Einwirkung unter dem Mikroskope, indem man zu einem trocknen, unter Deckglas gelegenen Schnitt die Eisenlösung hinzutreten lässt, so sieht man, dass zuerst ein feiner, dunkelblauer Niederschlag entsteht, der sich aber bald wieder in dem Reagens löst, so dass nunmehr blaue Flüssigkeit die Zelle erfüllt. Die schwächste Gerbsäure-Reaction geben die mit Stärke erfüllten Zellen der inneren Schale. Zum Vergleich legen wir auch hier jetzt einen zweiten Schnitt in eine etwa 10% wässerige Lösung von Kaliumbichromat und sehen einen dichten, flockigen, rothbraunen Niederschlag, der auch bestehen bleibt, in den gerbstoffhaltigen Zellen sich bilden. Die „Gefässbündelstränge", welche die Galläpfel durchziehen, wollen wir unberücksichtigt lassen und auch sonstige Structurverhältnisse übergehen, da es uns nur um die Herstellung einer typischen Gerbstoffreaction bei diesem Object zu thun war.

Wird ein kräftiger, dicht über dem Boden abgeschnittener Stengel von Vinca major gebrochen, so sieht man aus den Rändern der Bruchfläche zahlreiche kleine Fasern hinausragen. Wir fassen eine Anzahl solcher Fasern mit der Pincette, ziehen sie hervor und bringen sie in einen Wassertropfen auf den Objectträger. Unter dem Mikroskop erscheinen sie uns als lange, stark verdickte, an beiden Enden zugespitzte Sklerenchymfasern. Das Lumen ist auf ein enges Rohr reducirt, das an den beiden Enden der Faser ganz obliterirt. Die Wandung zeigt sich bei schwächer verdickten Fasern nur in einer Richtung gestreift; bei stärker verdickten sind zwei entgegengesetzt geneigte Streifensysteme vorhanden, das eine gehört den äusseren, das andere den inneren Schichtencomplexen an. Endlich findet man in noch älteren Sklerenchymfasern öfters ein drittes, inneres System fast senkrecht zur Längsaxe gerichteter Streifen. Letztere rühren von netzförmigen Verdickungsleisten her, die gestreckte Tüpfel zwischen sich lassen. Dieses innerste Verdickungssystem ist meist scharf gegen die äussern abgesetzt. Mit Chlorzinkjodlösung nehmen die Fasern sofort eine violette, ins braune spielende Färbung an. Besonders instructiv ist aber das Verhalten in Kupferoxydammoniak, welches Reagens befähigt ist, reine Cellulose zu lösen. Man muss die Einwirkung direct beobachten. Bei Zutritt der Kupferoxydammoniaklösung quellen die Wände der Fasern stark; im ersten Augenblick der Einwirkung wird die Streifung deutlicher, schwindet aber rasch. Die äusseren Schichtencomplexe sind alsbald vollständig aufgelöst, während der innere, netzförmig ausgebildete, länger widersteht und somit völlig isolirt dem Beobachter entgegentritt. Zu Beginn der Quellung zeigt sich in den zuvor schon sichtbaren Schichten eine noch feinere Schichtung; jede Schicht ist somit aus zahlreichen, äusserst dünnen Lamellen zusammengesetzt. Eine solche feinere

Schichtung prägt sich besonders deutlich an dem inneren, resistenteren Schichtencomplexe aus.

Wir halbiren jetzt einen Samen von **Ornithogalum umbellatum** mit dem Taschenmesser, spannen die eine Hälfte in den Handschraubstock ein, befeuchten die Schnittfläche mit Wasser und stellen ein möglichst dünnes Präparat von derselben her. Dieses Präparat (Fig. 34) stellt uns annähernd rechteckig contourirte Zellen vor. Die Wände dieser Zellen sind stark verdickt, die Verdickungsschicht aber von zahlreichen, einfachen Tüpfeln durchsetzt. Hat man eine Zellwand so gestreift, dass sie sich von der Fläche präsentirt, so erscheinen die Tüpfel als runde Poren (m), dieses ist an der oberen Zelle der nebenan stehenden Figur zu sehen. Von der Seite erscheinen die Tüpfel als Kanäle, die aus dem Zelllumen bis an die primäre Zellwand laufen. Die Tüpfel der benachbarten Zellen stossen genau auf einander, sie werden nur durch die primäre Wand (p) getrennt, die wir hier als Schliesshaut bezeichnen. Die Innenfläche der Verdickungsschicht zeichnet sich durch stärkere Lichtbrechung aus, und wird als Grenzhäutchen besonders hervorgehoben. Lässt man Schwefelsäure langsam auf das Präparat vom Rande des Deckglases aus einwirken, so werden die Verdickungsschichten der Zellen aufgelöst, während ein Netzwerk sehr zarter Wände zunächst zurückbleibt. Diese Wände sind die sogen. Mittellamellen, welche den ursprünglich vor Beginn der Verdickung vorhanden gewesenen Wänden der Zellen entsprechen und die auch die Schliesshaut der Tüpfel durchsetzen. Bei anhaltender Einwirkung der Schwefelsäure schwinden auch diese Mittellamellen bald. — Chlorzinkjodlösung bringt die Verdickungsschichten zur Quellung und die Mittellamellen werden hierbei ebenfalls sichtbar. Die Färbung des Präparats ist in Folge der Quellung eine unvollkommene.

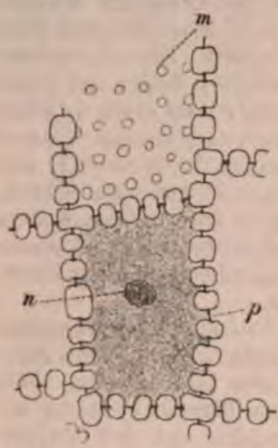


Fig. 34. Aus dem Endosperm von Ornithogalum umbellatum. m Tüpfel von oben; p Schliesshaut, n Zellkern. Vergr. 240.

Wem sehr starke Vergrösserungen zur Verfügung stehen, der wird an sehr zarten Schnitten nachweisen können, dass die Schliesshaut der Tüpfel porös ist. Bei Schwefelsäurebehandlung werden an der Schliesshaut regelmässig vertheilte, sich gelbbraun färbende Körnchen sichtbar, sie dürften Protoplasmapfropfen sein, welche den Poren der Schliesshaut entsprechen. — Der dichte protoplasmatische Inhalt der Zelle präsentirt sich im optischen Durchschnitt als ein Netz: Wir haben es mit einem Maschenwerk aus Protoplasma zu thun, dessen Hohlräume von kleinen, mit Jod sich gelbbraun färbenden Körnern erfüllt sind.

In jeder Zelle ist mit Essigsäure-Methylgrün leicht der Zell-

kern nachzuweisen, der überhaupt in keiner lebendigen oder lebensfähigen Zelle fehlt.

Ein sehr ähnliches Aussehen haben die Verdickungsschichten der Zellen im Endosperm der Dattel (Phoenix dactylifera). Die Zellen sind aber gestreckter, ihr Lumen enger, die Wände etwas dicker. Diese Zellen sind im Dattelkern radial angeordnet. Quer- und Längsschnitte durch denselben werden somit, falls sie mit den Radien zusammenfallen, die Zellen in Längsansicht zeigen, tangentiale Schnitte, welche die Radien schneiden, die Zellen in Queransicht bringen. Chlorzinkjodlösung färbt die Verdickungsschichten sehr schön violett, sie lässt bei langsamer Quellung meist zahlreiche Lamellen hervortreten.

Wir wenden uns jetzt an das Kiefernholz, um behöfte Tüpfel oder Hoftüpfel[6]) kennen zu lernen. Wir nehmen hierzu ein Stück trocknes oder besser noch in Alcohol aufbewahrtes Holz von einem möglichst alten Stamme. Zunächst bereiten wir uns mit einem sehr scharfen Taschenmesser die entsprechenden Schnittflächen vor: eine der Längsaxe des Stammes parallele, radiale, eine ebensolche tangentiale und eine senkrecht zu dieser Axe orientirte. Die concentrischen Jahresringe die an jedem Kiefernholzstücke makroskopisch zu sehen sind, gewähren uns die nöthigen Anhaltspunkte, um uns über die genannten Richtungen zu orientiren. Der radiale Längsschnitt schneidet somit senkrecht die Jahresringe; der tangentiale Längsschnitt wird um so vollkommner, je paralleler er den Jahresringen läuft. Der Querschnitt ist senkrecht gegen die beiden Längsschnitte gerichtet. Bei der nun folgenden Herstellung der mikroskopischen Schnitte müssen, damit die Schnitte gut werden und die Rasirmesser nicht leiden, ganz besondere Vorsichtsmaassregeln eingehalten werden. Falls das Rasirmesser hohl geschliffen ist, können richtig geführte Schnitte nur von den Rändern der Holzstücke gewonnen werden, so weit nämlich, als der Rücken des Messers der Schnittfläche noch nicht aufliegt. Doch sollten überhaupt nur schwach ausgehöhlte Messer zum Schneiden von Holz verwendet werden, da die stark ausgehöhlten hierbei leicht springen. Zu empfehlen wären Messer, die einseitig, nämlich an der Seite die der Schnittfläche aufliegen wird, plangeschliffen sind; doch haben diese Messer den Nachtheil, dass sie sich nicht leicht schärfen lassen. Die Schnittfläche muss stets befeuchtet werden, die Schnitte möglichst dünn sein; auf eine bedeutende Grösse derselben kommt es nicht an. Einen Schnitt, der zu dick zu werden scheint, führe man nicht bis zu Ende, ziehe vielmehr das Messer aus dem Einschnitte heraus, damit dessen Schneide nicht schartig werde. Das Rasirmesser muss möglichst scharf sein, sonst zerfetzt es die Zellhäute, und löst die inneren Verdickungsschichten von den äusseren los. Das in Alcohol aufbewahrte Holz schneidet sich leichter als das trockene, namentlich, wenn man ersteres nachträglich in ein Gemisch von gleichen Theilen Glycerin und Alcohol gelegt hat. Die Oberfläche der vom

Taschenmesser hergestellten Schnittfläche, da sie zerfetzte Zellhäute bietet, muss mit dem Rasirmesser entfernt werden; erst die nächstfolgenden Schnitte können brauchbar sein.

Ein richtig geführter, radialer Längsschnitt durch das Holz der Kiefer, zeigt sich, bei schwacher Vergrösserung, aus longitudinal gestreckten Zellen, die mit zugespitzten Enden in einander greifen, aufgebaut. Quer über diese Zellen sieht man die Zellenringe der Markstrahlen laufen, die uns jetzt noch nicht beschäftigen sollen. Wir stellen bei stärkerer Vergrösserung eine Stelle ein, an der man nur die Wände der longitudinal gestreckten Holzzellen und zwar der breiteren unter denselben, sieht und richten unsere ganze Aufmerksamkeit auf die Hoftüpfel dieser Wände. Der Hoftüpfel erscheint uns in Gestalt zweier concentrischer Kreise (Fig. 35 *A*). Der innere kleine Kreis, resp. die innere Ellipse, stellt die Mündungsstelle des Tüpfels in das Zelllumen dar; der grössere äussere Kreis, resp. die äussere Ellipse, die weiteste Stelle des Tüpfels, mit der er an die primäre, die beiden Zellen trennende Wand ansetzt. Thatsächlich unterscheidet sich somit dieser Hoftüpfel von dem einfachen Tüpfel wie wir ihn bei Ornithogalum und der Dattel gesehen, nur dadurch, dass er sich an seinem Grunde erweitert. Die Tüpfel der angrenzenden Zellen treffen hier aber eben so wie dort auf einander. Ist die Mündungsstelle des Tüpfels wie gewöhnlich eine schräg gestellte Ellipse (wie in *A*), so wird man bei Veränderung der Einstellung die correspondirende Mündungsstelle entgegengesetzt geneigt finden. Die beiden aufeinanderstossenden Tüpfelräume sind durch die primäre Wand, die vor Beginn der secundären Verdickung schon vorhanden war, von einander getrennt. Diese zarte Wand ist die Schliesshaut.

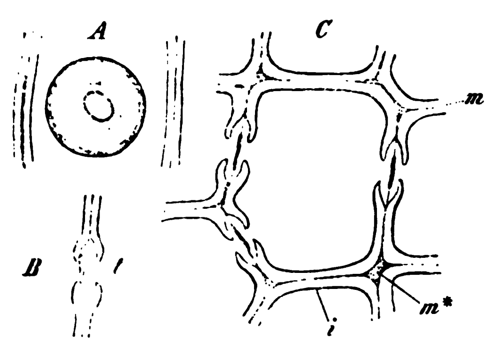


Fig. 35. Pinus silvestris. *A* Ein Hoftüpfel in Flächenansicht. *B* ein Hoftüpfel in tangentialem Längsschnitt, *t* der Torus. *C* Querschnitt einer ganzen Tracheïde; *m* Mittellamelle; *m** ein Zwickel; *i* das Grenzhäutchen. Vergr. 540.

Dieselbe ist in der Mitte stärker verdickt und bildet den sogenannten Torus. Bei aufmerksamer Betrachtung und entsprechender Einstellung werden wir, hinreichend starke Vergrösserung vorausgesetzt, diesen Torus sehen. Er bildet eine mattglänzende runde Scheibe, die etwa den doppelten Durchmesser der Mündungsstelle besitzt (vergleiche in *A*). In günstigen Fällen, und zwar hier namentlich an Präparaten aus trocknem Holz, ist um diesen Torus eine radiale Streifung zu beobachten, so zwar, dass der zarte Theil der Schliesshaut in radial verlaufende Lamellen differenzirt erscheint [7])

Den vollen Einblick in den Bau des behöften Tüpfels kann man erst mit Zuhülfenahme tangentialer Längsschnitte gewinnen. Da die Hoftüpfel auf den radialen Wänden der Holzzellen stehen,[8]) so sieht man sie auf richtig geführten tangentialen Längsschnitten im Querschnitt (Fig. 35 *B*). Man suche diese Bilder in den die Holzzellen trennenden Wänden auf, halte sich zunächst an die Trennungswände der breiteren Holzzellen und lasse sich nicht irre führen durch die Durchschnittsansichten der Markstrahlen, die von einer Anzahl kleiner, über einander stehender Zellen gebildet werden. Das Bild der durchschnittenen Tüpfel wird freilich nur an sehr zarten Stellen des Schnittes klar. Ist diese Bedingung erfüllt, so erscheint der Tüpfel in Gestalt von zwei einander zugekehrten Zangenköpfen, oder maurischen Spitzbögen, nach dem Muster der nebenstehenden Figur 35 *B*. Ist einmal der Bau dieser grösseren Hoftüpfel erkannt, so wird man sich auch über den Bau der kleineren, die in den dickeren Wänden der engeren Holzzellen liegen, orientiren können. Der Unterschied ist, von der geringeren Grösse abgesehen, der, dass hier beiderseits ein längerer, der Dicke der Wand entsprechender Kanal auf den erweiterten Hofraum führt. Die grössten Hoftüpfel sind mit den kleinsten durch alle Mittelstufen verbunden. Im Innern der Tüpfel sieht man in den günstigsten Fällen die Schliesshaut, die in ihrer Mitte zum Torus (*t*) angeschwollen ist. — Das Bild wird eventuell klarer nach Einwirkung von Chlorzinkjod, das die Zellwände gelbbraun färbt. Diese Färbung wird durch die starke Verholzung der Wände veranlasst. Nur an vereinzelten Stellen ist noch ein violetter Anflug zu sehen, dort nämlich, wo eine noch nicht völlig verholzte innere Verdickungsschicht diese Farbenreaction giebt. Die Schliesshaut wird durch die Chlorzinkjodlösung überhaupt nicht gefärbt. Nach Behandlung mit Chlorzinkjod überzeugt man sich hingegen leicht, dass die Holzzellen hier weder Protoplasmaschlauch noch Zellkern besitzen; sie bestehen nur aus todten Zellwänden und werden, da sie functionell Luft und Wasser führen und in diesem Verhalten, sowie auch in der Art ihrer Wandverdickung, den Tracheen, das heisst den Gefässen ähneln, Tracheïden, neuerdings auch Hydroïden genannt.

Die Schliesshaut ist in den grösseren Hoftüpfeln der einen Seite des Hofraumes angedrückt, daher schwer zu sehen. Nur wenn man die äusseren Jahresringe des Holzes, und zwar im frischen Zustande, untersucht (wie im Querschnitt bei *C*) findet man die Schliesshaut auch in den grösseren Hoftüpfeln straff angespannt. So tritt sie uns hingegen stets in den kleineren Hoftüpfeln der engeren, dickwandigeren Tracheïden entgegen, wo der Torus ausserdem nicht flach scheibenförmig, wie in den grösseren Hoftüpfeln, sondern biconvex-linsenförmig ist.[9]) Aus dem Bau und dem Verhalten der Schliesshäute scheint zu folgen, dass dieselben Klappenventile sind. Die Tracheïden des Frühlingsholzes im Splint, die vorherrschend, wenn nicht allein, Wasser führen, welches sich, je nach Bedürfniss, in dieser oder jener Richtung bewegt, haben Hoftüpfel mit schlaff be-

festigter Schliesshaut aufzuweisen, deren Torus der einen oder der anderen Mündung angedrückt werden kann, um sie zu verschliessen; das lufthaltige Kernholz oder lufttrockenes Splintholz zeigen hingegen einen festen Verschluss der einen Tüpfelmündung durch den aspirirten und dieser Mündung angeklebten Torus. Bei geringem Druck werden aber in den Frühlingstracheïden des Splintes die Tori den Mündungsstellen der Hoftüpfel nicht angedrückt werden und das Wasser leicht den aus radial gerichteten Lamellen aufgebauten Saum der Schliesshaut passiren können.[10])

Nicht selten wird das Kiefernholz, das wir untersuchen, im Längsschnitt eine mehr oder weniger deutliche, unter etwa 45° aufsteigende spiralige Streifung aufzuweisen haben. Die Tüpfelmündung erscheint dann in der Richtung der Streifen gestreckt und so wie die Streifen der beiden Wandseiten, so kreuzen sich auch die Mündungsstellen der aufeinander stossenden Tüpfel.

Wir führen auch noch einen Querschnitt durch das Kiefernholz aus. Derselbe muss ganz besonders zart sein. Die quer durchschnittenen Tracheïden erscheinen vorwiegend rechteckig. Sie bilden radial angeordnete Reihen. Die Grenzen der Jahresringe präsentiren sich als unvermittelter Anschluss von weitlumigeren, schwächer verdickten Frühlingstracheïden an die englumigeren, stärker verdickten Herbsttracheïden. Die Markstrahlen werden von je einer Reihe schmaler, radial gestreckter Zellen gebildet. An den radialen Wänden der Holzfasern sieht man die durchschnittenen Tüpfel (Fig. 36, *C*), deren Bild sich nicht anders, als auf dem tangentialen Längsschnitt zeigt. Zwischen den Zellen treten als feine Trennungslinien die Mittellamellen (*m*) hervor. Wo mehr als zwei Zellen aneinander stossen, ist die Mittellamelle zu einem soliden oder hohlen Zwickel (*m**) erweitert. Die innere Umgrenzung der Verdickungsschicht ist stärker lichtbrechend und bildet das Grenzhäutchen (*i*), das an Herbstzellen besonders deutlich ist. Das Alles wird noch klarer bei Einwirkung von concentrirter Schwefelsäure. Die Verdickungsschichten quellen und werden schliesslich aufgelöst, das Grenzhäutchen widersteht länger und tritt scharf hervor. Zwischen den quellenden Verdickungsschichten zeichnen sich die primären Wände der Zellen, von welchen zuletzt nur das gelbbraun sich färbende, zarte Netzwerk der Mittellamellen zurückbleibt. Diese, der concentrirten Schwefelsäure widerstehenden Mittellamellen sind „cutinisirt". Bei langsamer Quellung in Schwefelsäure lässt sich öfters, so besonders an den stark verdickten Herbstzellen, feststellen, dass die Verdickungsschicht aus sehr zahlreichen, äusserst zarten Lamellen besteht. Mit Chlorzinkjodlösung wird der Querschnitt, so wie zuvor der Längsschnitt, gelbbraun gefärbt; in einzelnen Zellen nimmt wohl aber noch der innere, an das Grenzhäutchen unmittelbar grenzende Theil der Verdickungsschicht einen violetten Ton an. Lässt man auf die Chlorzinkjodbehandlung diejenige mit verdünnter Schwefelsäure (zwei Drittel Schwefelsäure, ein Drittel Wasser)

folgen, so wird, unter dem Einfluss der Letzteren, eine Blaufärbung der ganzen Verdickungsschicht ermöglicht. — Behandelt man zarte Querschnitte mit concentrirter Chromsäure, so tritt eine entgegengesetzte Wirkung als bei der Schwefelsäure ein. Die Mittellamellen werden aufgelöst und die einzelnen Zellen daher von einander getrennt. Die Verdickungsschicht der Zellen erfährt hierbei eine nicht unwesentliche Quellung; das Grenzhäutchen tritt bei Beginn der Wirkung scharf hervor, wird aber alsbald unkenntlich.

Um charakteristische Reactionen auf Holzstoff (Lignin) weiter noch kennen zu lernen, wollen wir uns des Phloroglucins und des schwefelsauren Anilins bedienen.[11]) Wir lösen eine Spur von Phloroglucin in Alcohol auf und legen einige Holzschnitte in diese Lösung. Hiernach bringen wir sie in den Wassertropfen des Objectträgers und lassen, vom Deckglasrande aus, Salzsäure einwirken. Die Wände der Zellen nehmen alsbald eine prachtvolle violettrothe Färbung an.—Andere Schnitte kommen in eine wässrige Lösung von schwefelsaurem Anilin, wo sie alsbald hochgelb werden; diese Färbung wird durch Zusatz verdünnter Schwefelsäure noch gesteigert. — An Stelle des Phloroglucins kann man ein wässriges oder weingeistiges, aus Kirschholz bereitetes Extract fast mit demselben Erfolg benutzen.[12]) — Behandelt man frische Stammschnitte der Kiefer welche ihre Rindentheile, respective Marktheile führen, mit concentrirter Salzsäure, so tritt sofort eine Gelbfärbung des Holzes ein, welche aber allmählich von aussen nach innen, respective auch von innen nach aussen fortschreitend, einer violetten Färbung weicht.[13]) Auch dieses ist die Phloroglucin-Reaction und zwar rührt sie von Phloroglucin her, welches aus dem Inhalte der Rindenzellen, respective der Markzellen stammt. Selbst die Markstrahlen des jungen Holzes enthalten etwas Phloroglucin, so dass die violette Färbung auch von diesen aus sich verbreitet.

Ein charakteristisches Verhalten verholzter Membranen gegen Phenol-Salzsäure rührt von Coniferin her.[14]) Ein nicht zu dünner Schnitt durch das Kiefernholz wird[15]) mit möglichst wenig Phenolsalzsäure (concentrirte Auflösung von krystallisirtem, ganz reinem Phenol in möglichst wenig concentrirter Salzsäure in der Wärme, langsamer Zusatz von Salzsäure während der Abkühlung, um die entstehende Trübung zu heben) befeuchtet und unter dem Deckglase $^1/_2$ bis 1 Minute der Einwirkung des directen Sonnenlichtes ausgesetzt. Die verholzten Membranen nehmen eine schöne grüne Färbung an, die sehr vergänglich ist. — Die Reaction ist noch entschiedener, wenn der Schnitt zuerst mit einem Gemenge von Phenol und Kaliumchlorat, dann mit Salzsäure befeuchtet wird.[16]) Hierbei tritt intensive Blaufärbung und zwar momentan auch in diffusem Lichte ein und entfärben sich die Präparate lange Zeit nicht. Die Coniferin-Reaction ist nicht dem Coniferen-Holz allein, vielmehr verholzten Zellwänden überhaupt eigen, so dass das Coniferin ein Bestandtheil aller verholzten Membranen zu sein scheint.

In der Folge werden wir uns auch des verschiedenen Verhaltens verholzter und unverholzter Zellwände gewissen Farbstoffen gegenüber als Hülfsmittel bei der Untersuchung bedienen.

Anmerkungen zum V. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu Sachs, zuletzt Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. III. pag. 187.

[2]) Barfoed de organiske Stoffers qualitative analyse Kjöbenhavn. 1878. pag. 210. 217. 223. Anm.

[3]) Vergl. H. Molisch: Ber. d. deut. bot. Gesell. I. Jahrg. pag. 150.

[4]) G. Kraus: Bot. Ztg. 1876. Sp. 606.

[5]) Sachs, Bot. Ztg. 1864. pag. 77.

[6]) Sanio, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IX., pag. 50; Strasburger, Zellhäute. pag. 38; Russow, Bot. Centralbl. Bd. XIII, No. 1—5. Dort die übrige Literatur.

[7]) Vergl. Russow, Bot. Centralbl. 1883. Bd. XIII., No. 1—5.

[8]) Tangential gestellte Hoftüpfel kommen bei der Kiefer nur selten vor, sind hingegen in den Herbstholzzellen der übrigen Abietineen fast regelmässig anzutreffen.

[9]) Russow, l. c. 61.

[10]) Russow, l. c. pag. 96 und 106.

[11]) Beide eingeführt von Wiesner (vergl. Stzber. d. math. nat. Kl. d. Akad. d. Wiss. Bd. LXXVII, 1 Abth. und früher schon a. a. O.).

[12]) v. Höhnel, Stzber. d. math. nat. Kl. d. Wiener Akad. d. Wiss. Bd. LXXVI. pag. 685.

[13]) Ebendas. pag. 676.

[14]) Tiemann und Haarmann, Ber. d. deutsch. chem. Ges. Bd. VII. pag. 608.

[15]) Nach v. Höhnel, Stzber. d. Kl. Akad. d. Wissensch. in Wien. Bd. LXXVI, pag. 700.

[16]) Tommaso und Donato Tommasi, Ber. d. deutsch. chem. Ges. 1881. pag. 1834 ff.

VI. Pensum.

Wir stellen einen Flächenschnitt von der Aussenseite (morphologische Unterseite) der „reitenden“ Blätter von Iris florentina her. Der Schnitt muss so dünn sein, dass er das unter der Epidermis gelegene Gewebe nur streift, er wird mit seiner Aussenseite nach oben gekehrt in Wasser untersucht. Man sieht jetzt, dass die Epidermis von langgestreckten Zellen gebildet wird, die parallel zur Längsaxe des Blattes laufen. Die Zellen schliessen mit quer gestellten Scheidewänden ab; sie sind ohne Intercellularräume mit einander verbunden, führen farblosen Zellsaft und besitzen einen sehr reducirten Plasmaschlauch nebst Zellkern. An der Aussenseite ist die Epidermis von einem äusserst feinkörnigen Wachsüberzug bedeckt. In einer Linie mit den Epidermiszellen liegen die elliptischen Spaltöffnungen, die aber nur undeutlich zu sehen sind. Letzteres rührt daher, dass die vier angrenzenden Oberhautzellen über die „Schliesszellen“ der Spaltöffnung greifen, dieselben theilweise deckend. So bleibt nur ein gestreckt elliptisches Grübchen (*f*) übrig, das auf die Spaltöffnung führt (Fig. 36 *A*). Dieses Grübchen erscheint meist schwarz, weil von Luft erfüllt. Um die Schliesszellen gut zu sehen, kehre man jetzt den Schnitt um. Da constatirt man leicht, dass die Spaltöffnung von zwei halbmondförmigen Schliesszellen gebildet wird. Diese Zellen führen, zum Unterschied von den benachbarten Oberhautzellen, Chlorophyllkörner. Die Zellkerne pflegen in halber Länge der Zelle sich als helle Flecke zu zeichnen. Zwischen beiden Schliesszellen ist ein spindelförmiger Spalt (*s*) vorhanden, der etwa die halbe Länge dieser Zellen hat. Da die Längsaxe der Spaltöffnungen mit der Längsaxe des Blattes zusammenfällt, so ist es hier leicht, richtig orientirte Querschnitte der Spaltöffnungen zu bekommen. Man führt eben die Schnitte rechtwinklig zur Längsaxe des Blattes. Wir verfahren übrigens hier wieder so, wie bei Herstellung der Schnitte durch das Kronenblatt des Stiefmütterchens; wir schneiden mit der Schere einen entsprechend orientirten, schmalen Blattstreifen heraus und spannen ihn zwischen zwei Hollundermarkstückchen ein. Der schmalere Rand des Blattstreifens soll die

... gleich eine grössere Anzahl
... Verwendung her und legen sie einst-
... Uhrglas. Die ersten Schnitte
... und zeigen, an günstigen
... der Spaltöffnung, in der Form der
... Querschnitt lehrt, sind die Epidermis-
... ihrer Aussenseite stärker als auf ihrer
... sind auch die Innenwände ziemlich
... Wände eine nur geringe Dicke besitzen.
... der Epidermis zusammen, welche

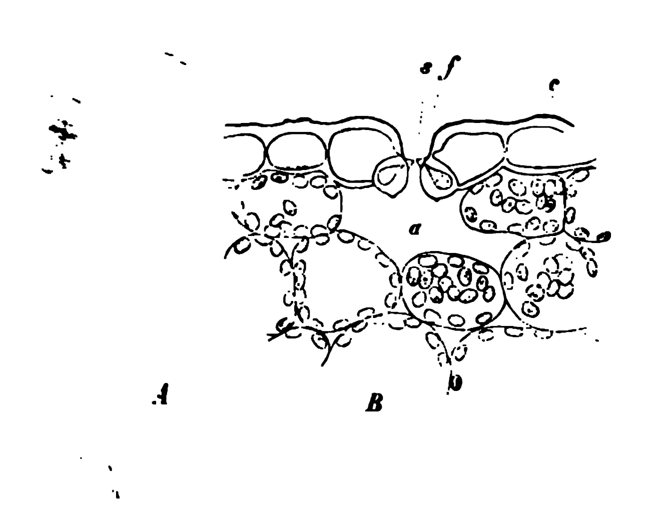


Fig. ... Epidermis der Blattunterseite von Iris florentina. A von oben. B im Querschnitt. f Grübchen; s Spalt; c Cuticula; a Athemhöhle. Vergr. 240.

... nur den äussern Schutz zu besorgen, sondern auch als Wasser-reservoir *) zu fungiren hat. Die dünnen Radialwände gestatten leicht eine Volumenänderung der Zellen, welche bei Wasserverlust durch ein blasebalgartiges Spiel ihre Höhe verringern, um dieselbe bei Wasserzufuhr wieder zu vergrössern. Die beiden Schliesszellen liegen vertieft zwischen den Oberhautzellen; man sieht jetzt deutlich, in welcher Weise letztere über die Schliesszellen greifen. Das Grübchen (f) führt auf die Schliesszellen hinab. Letztere zeigen einen ganz eigenthümlichen Querschnitt. Sie sind auf der obern und untern Fläche stark verdickt. Diese verdickten Stellen stossen auf der Spaltseite an einander. Ueber dieser Stelle befindet sich noch ein besonderer schnabelförmiger Vorsprung.

Auf der entgegengesetzten Seite, nach dem Innern der Oberhautzellen zu, werden die Schliesszellen relativ dünnwandig. Diese Art der Wandverdickung hängt mit dem Bewegungsmechanismus der Schliesszellen zusammen, die sich stärker krümmen und den Spalt erweitern sollen, wenn ihr Turgor steigt, die gerader werden, und den Spalt verengen sollen, wenn ihr Turgor sinkt. Es ist in der That klar, dass die Schliesszelle bei zunehmendem Turgor convexer an der Seite geringeren Widerstandes, concaver an der Seite stärkeren Widerstandes werden muss, ähnlich wie ein Gummischlauch mit einseitig dickerer Wand bei Einpressen von Wasser oder Luft unter hohem Druck, an der Seite stärkeren Widerstandes concav werden müsste. Die dünne Stelle an der Spaltseite, wo die beiden Verdickungsleisten zusammenstossen, erleichtert aber eine Abflachung der Zellen während der Krümmung an dieser Seite. Damit die Bewegung der Schliesszellen nicht beeinträchtigt werde, sehen wir die äussere Epidermiswand mit plötzlich verjüngtem Rande an die Schliesszellen ansetzen; die Schliesszellen sind hier gleichsam wie an Scharnieren, den s. g. Hautgelenken, befestigt. Unter der Spaltöffnung befindet sich die Athemhöhle (*a*), ein in natura mit Luft erfüllter grosser Intercellularraum, der von chlorophyllhaltigen Zellen umgrenzt ist und der mit den zwischen letzteren befindlichen Intercellularräumen zusammenhängt. — Ein in Chlorzinkjodlösung eingelegter Querschnitt lehrt uns, dass die Wände der Epidermiszellen sich im ganzen Umkreis färben, mit Ausnahme eines dünnen, etwas faltigen Aussenhäutchens, das gelbbraun wird. Dieses Häutchen ist die Cuticula (*c*). Es schwillt an der Spaltöffnung zu dem schon erwähnten schnabelförmigen Fortsatze an, der mit Chlorzinkjodlösung gelbbraun gefärbt erscheint und somit cutinisirt ist. Als äusserst zartes Häutchen setzt sich die Cuticula durch die Spalte über die Schliesszellen bis an den Ursprung der chlorophyllhaltigen Parenchymzellen fort. Im übrigen werden auch die Schliesszellen in ihrem ganzen Umfang violett. Bei Anwendung concentrirter Schwefelsäure löst sich der ganze Schnitt auf, es bleibt nur die Cuticula sammt den cutinisirten Vorsprüngen an der Spaltöffnung zurück.

Ein äusserst günstiges Object für das Studium des Spaltöffnungsapparates tritt uns in Tradescantia virginica entgegen. Die Epidermis besteht auf beiden Seiten des Blattes aus polygonalen, in der Richtung des Blattes meist gestreckten Zellen. Mit diesen wechseln engere Streifen aus schmäleren und längeren Zellen ab. Diese Streifen sind schon mit dem blossen Auge zu sehen, namentlich an der Blattunterseite, und erscheinen grün, während die Streifen aus breiteren Zellen grau sich zeichnen. Die Seitenwände der Oberhautzellen sind mit Poren versehen; die Aussenfläche schwach gestreift. Die Zahl der Spaltöffnungen ist an der Unterseite des Blattes bedeutend grösser, daher wir diese Seite für die Untersuchung wählen. Die Spaltöffnungen sind fast constant von vier Epidermiszellen umgeben (Fig. 37). Sie liegen in gleicher

Höhe mit der Epidermis. Der Spalt, den sie zwischen sich lassen, ist relativ gross. Sie führen Chlorophyllkörner, zwischen denen der Zellkern meist sichtbar ist; auch in den Epidermiszellen treten die Zellkerne scharf hervor und zeigen sich umgeben von farblosen Leucoplasten (*l*) (Fig. 37 *A*); der Zellsaft der Epidermiszellen ist hin und wieder rosa gefärbt. Die Längsaxe der Spaltöffnungen fällt mit der Längsaxe des Blattes zusammen, so dass es auch hier leicht ist, correcte Querschnitte zu bekommen. Die Spaltöffnung präsentirt sich dann so, wie es Fig. 37 *B* zeigt. Die Spaltseite erscheint auch hier verdickt, die dem Innern der Oberhautzellen zugekehrte Seite dünner. Ausserdem fällt es auf, dass die beiden an die Schliesszellen grenzenden Oberhautzellen flacher, an ihrer Aussenseite schwächer verdickt sind, als die weiterhin folgende Epidermis. Sie gehören eben als „Nebenzellen“ mit zum Spaltöffnungsapparat, sie bilden das Scharniergelenk, das bei Iris florentina nur durch die dünne Hautstelle an der Insertion

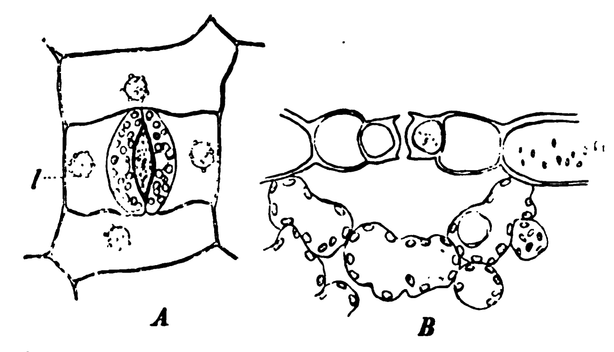


Fig. 37. Epidermis der Blattunterseite von Tradescantia virginica. *A* von oben, *B* im Querdurchschnitt; *l* Stärkebildner. Vergr. 240.

der Schliesszellen vertreten war. — Um die an Querschnitten gewonnene Anschauung zu ergänzen, führen wir auch noch, nach ganz der nämlichen Methode, Längsschnitte durch das Blatt aus. Die Schliesszellen zeigen sich uns jetzt ihrer ganzen Länge nach und wir können ausserdem feststellen, dass auch die beiden, oder wenigstens die eine der beiden, an die Enden der Spaltöffnung anschliessenden Epidermiszellen flacher und schwächer verdickt sind, als die weiterhin folgenden, und somit auch zu den Nebenzellen gehören.

Die Leucoplasten, welche den Zellkern in den Epidermiszellen umgeben, bieten ein so günstiges Beobachtungsobject hier dar, dass wir es uns nicht versagen können, sie auf ihre Tinctionsfähigkeit zu prüfen. Wir legen einen Flächenschnitt der Epidermis auf etwa fünf Minuten in absoluten Alcohol, oder stellen gleich Schnitte von Blättern her, die seit längerer Zeit in Alcohol liegen, und tragen nun diese Schnitte in ein Uhrgläschen ein, das eine

sehr verdünnte Lösung von Methyl- oder Gentianaviolett enthält. Nach zehn oder fünfzehn Secunden untersucht, zeigen die Schnitte dunkelviolett gefärbte Leucoplasten. Die Färbung derselben ist intensiver als diejenige der Zellkerne und der Zellwände. Wir haben bereits dieselben Farbstoffe benutzt, um die Grundsubstanz der fixirten und entfärbten Chromatophoren zu tingiren, sie empfehlen sich überhaupt zur Tinction derselben. — Interessant ist es, dass die Leucoplasten in der Epidermis von Tradescantia, trotz einer dem Lichte so stark exponirten Lage, klein und farblos bleiben und nicht zu Chloroplasten anwachsen. Die Epidermis hat hier eben eine andere Aufgabe und nicht die, als Assimilationsapparat zu fungiren.

Die so häufig cultivirte Tradescantia zebrina hat einen ebenso gebauten Spaltöffnungsapparat. Die Blattunterseite allein führt Spaltöffnungen. Der Querschnitt ist sehr instructiv, wenn auch nicht leicht dünn zu erhalten. Für die Orientirung genügen übrigens auch dickere Schnitte. Die Oberhautzellen beider Blattseiten zeichnen sich nämlich, wie der Querschnitt zeigt, durch bedeutende Grösse aus. Namentlich diejenigen der Oberseite sind so hoch, dass sie für sich allein die halbe Dicke des Blattes ausmachen. Viele dieser Epidermiszellen sieht man durch quere Wände getheilt. An beiden Blattseiten führen die Oberhautzellen vorwiegend nur wässrigen Zellsaft, der an der Blattunterseite ausserdem meist roth gefärbt sich zeigt. Die Blätter von Tradescantia zebrina haben somit in ihrer Epidermis einen äusserst mächtigen Wasserbehälter aufzuweisen. Die fast stets in Vierzahl vorhandenen „Nebenzellen" der Spaltöffnung sind, wie der Querschnitt zeigt, ganz flach, so dass eine grosse Athemhöhle von der Höhe der angrenzenden Epidermiszellen unter dem Spaltöffnungsapparat entsteht. — Auch an dickeren Stellen der von der Blattunterseite entnommenen Flächenschnitte kann man sich bei tieferer Einstellung ein Bild der Athemhöhle entwerfen, soweit diese durch den Schnitt nicht geöffnet wurde und mit Luft erfüllt blieb. — Deutlich fallen wieder um die Zellkerne der Epidermiszellen die Leucoplasten auf.

Sehr schöne grosse Spaltöffnungen führt die Unterseite (spärlich die Oberseite) der Blätter von Lilium candidum und ist daher als Untersuchungsobject zu empfehlen. Die Oberhautzellen sind in der Längsaxe des Blattes gestreckt, laufen in geraden Reihen, haben aber welligen Umriss. Die Spaltöffnungen stehen in der Verlängerung der Oberhautzellen und in gleicher Höhe mit denselben; der leicht zu erzielende Querschnitt zeigt ein Scharnier an der Einfügungsstelle der Schliesszellen in Gestalt einer plötzlichen Verdünnung der stärker verdickten Aussenwand der Oberhautzellen.

Interessante Bilder sind von der Sommer-Levkoje (Matthiola annua) zu bekommen. Wir wollen nur den Stengel untersuchen. Die Epidermis desselben wird von relativ kleinen, unregelmässigen, in der Richtung der Längsaxe etwas gestreckten Zellen gebildet.

Zahlreiche solche Zellen umgeben die der Längsaxe annähernd parallel gestellten Spaltöffnungen. Von den Haaren sehen wir jetzt ab. Der Querschnitt zeigt uns die Epidermis des Stengels stark verdickt und zwar auf der Innenseite sowohl wie an der Aussenseite. Nur die Seitenwände der Oberhautzellen sind dünn geblieben. Die stark verdickten Wände werden plötzlich dünn an der Ansatzstelle der Schliesszellen; so ist hier wegen der starken Verdickung der Innenwände nicht nur ein äusseres, sondern auch ein inneres Scharnier vorhanden. Die Behandlung der Querschnitte mit Chlorzinkjod lehrt, dass die stark verdickten Innenwände und die Seitenwände der Oberhautzellen sich rein violett, die stark verdickten Aussenwände von innen nach aussen von violett bis gelb färben. Die Cuticula wird rein braungelb. Wird der Schnitt mit Jodlösung imprägnirt und dann mit schwach verdünnter Schwefelsäure behandelt, so nehmen auch die Verdickungsschichten der Oberhautzellen, mit Ausnahme der braungelb werdenden Cuticula, blaue Färbung an. Die Cuticula setzt sich über die Schliesszellen bis auf die Seiten der Athemhöhle fort, doch ohne ihren Grund zu erreichen. Bei Behandlung mit concentrirter Schwefelsäure bleibt nur die Cuticula (so auch diejenige der Haare) zurück.

Sehr stark auf ihrer Aussenseite verdickte Oberhautzellen und dem entsprechend tief in die Oberhaut eingesenkte Spaltöffnungen besitzen die Aloë- und Agave-Arten. Wir wählen zur Untersuchung, weil besonders instructiv und nicht schwer zu präpariren, die in Gewächshäusern verbreitete Aloë nigricans, mit zungenförmigen, zweireihig angeordneten Blättern, aus. Andere Species von Aloë können nöthigenfalls für die genannte Ersatz bieten. Die Epidermis der Ober- wie der Unterseite erscheint auf Flächenschnitten von regelmässig polygonalen (meist sechseckigen) Zellen gebildet. Das Lumen jeder dieser Zellen ist auf einen relativ kleinen, abgerundeten Raum reducirt. Dieser Raum erscheint schwarz, weil das Messer die Zellen von unten her öffnete und die Lumina sich mit Luft anfüllten. Die Spaltöffnungen befinden sich auf beiden Seiten des Blattes, tiefe Grübchen führen auf dieselben hin. Diese Grübchen sind stets von vier Zellen umgeben und haben rechteckigen Contour; ein etwas vorspringender Rahmen umfasst dieselben. Will man die Schliesszellen sehen, so gilt es, den Schnitt mit der Innenseite nach oben auf den Objectträger zu legen. Die Schliesszellen sind relativ breit und kurz; in ihrem Inhalte fallen stark lichtbrechende kugelige Oeltropfen auf. Die Querschnitte stellen wir, weil die Epidermis hier sehr hart ist, lieber zwischen zwei Flaschenkorkstückchen her. Wir nehmen nicht die ganze Dicke des Blattes, heben vielmehr ein Stück Gewebe, etwa 1 *mm.* dick, von der einen Blattfläche ab. Da die Spaltöffnungen parallel zur Längsaxe des Blattes laufen, so orientiren wir das Blattstück so, dass es rechtwinklig zu dieser Axe getroffen werde. Wir führen die Schnitte von den inneren gegen die äusseren, das heisst, von den weichen gegen die härteren Gewebetheile. — Die

starke Verdickung der Oberhautzellen fällt sofort an diesen Schnitten auf (Fig. 38); diese Verdickung trifft ausschliesslich die nach aussen gekehrte Hälfte der Zelle; dem entsprechend spitzt sich das Lumen der Zelle nach aussen zu. Die verdickten Wandtheile sind weiss, stärker lichtbrechend und werden von einer noch stärker das Licht brechenden, doch nicht scharf abgesetzten Cuticula überzogen. Die seitlichen Grenzen der Zellen sind nur durch zarte Linien in der verdickten Masse, aussen durch einen schwachen Wulst markirt. Das Innere der stark lichtbrechenden Verdickungsschicht wird durch eine relativ schmale,

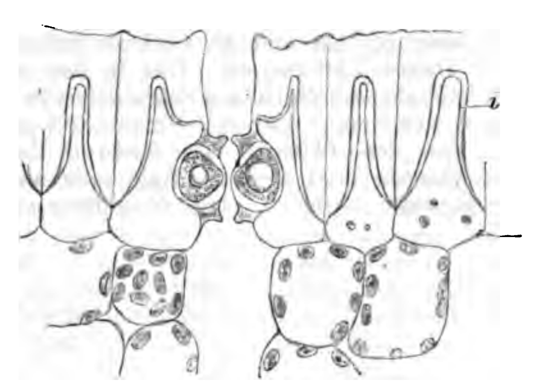


Fig. 38. Querschnitt durch die Epidermis und Spaltöffnung von Aloë nigricans. *i* innere Verdickungsschicht. Vergr. 240.

schwächer lichtbrechende Schicht ausgekleidet (*i*). Diese umgiebt somit zunächst den kegelförmig verschmälerten Theil des Zelllumens; sie hört, sich allmählich auskeilend, gleichzeitig mit der lichtbrechenden Verdickungsschicht an den Seitenwänden auf. Diese ganzen verdickten Theile der Epidermis sehen wie ein in regelmässige Zähne geschnittener Vorhang aus. An der Stelle, wo ein Grübchen sich befindet, das nach der Spaltöffnung führt, ist zunächst der Vorsprung zu constatiren, der als Rahmen das Grübchen einfasst, dann festzustellen, dass der Zahn, den die Verdickungsschichten bilden, hier einseitig halbirt ist und auch nur halbe Höhe besitzt. Die Schliesszellen zeigen oben und unten an der Spaltseite einen leistenförmigen Aufsatz, der im Querschnitt schnabelförmig erscheint. Ueber den Schliesszellen befinden sich die verdünnten Stellen der Wand als Hautgelenke. Die Athemhöhle ist schmal und tief. Häufig ist eine parallele, mehr oder weniger geneigte Streifung an den verdickten Wänden der Oberhautzellen zu beobachten, sie wird durch das Messer beim Schneiden veranlasst und kehrt nicht selten an harten elastischen Objecten in derselben Weise wieder. Ein mit Chlorzinkjodlösung behandelter Schnitt zeigt die stark lichtbrechende Verdickungsschicht gelbbraun gefärbt, dieselbe ist somit cutinisirt. Die innere Auskleidung dieser Schicht (*i*) färbt sich hingegen violett und ebenso auch alle übrigen Blattgewebe. Die gelbbraune Färbung geht durch das Scharnier auf die Vorsprünge über, welche den Schliesszellen oben und unten aufsitzen. Im übrigen sind die Schliesszellen violett tingirt. Bei Behandlung mit concentrirter Schwefelsäure bleibt zunächst der ganze Theil zurück, der sich mit Chlorzinkjod gelb-

braun färbt und erst nach stundenlanger Einwirkung ist auch dieser gelöst und vorhanden sind dann nur noch die zarte Cuticula und die zwischen den Oberhautzellen befindlichen feinen Mittellamellen. Die Cuticula setzt sich über die Schliesszellen bis zur Ursprungsstelle der chlorophyllhaltigen Epidermiszellen fort. Die Cuticularschichten und die Cuticula nehmen in der Schwefelsäure eine braune Färbung an. Das in den Schliesszellen vorhandene Oel ballt sich bei Zutritt der Säure sofort in eine stark lichtbrechende Kugel zusammen, die nach einiger Zeit schwindet.

Von den Blättern von Sedum Telephium und anderen Crassulaceen lässt sich die Epidermis ausserordentlich leicht mit der Pincette abziehen. Die Spaltöffnungen sind an der Oberseite

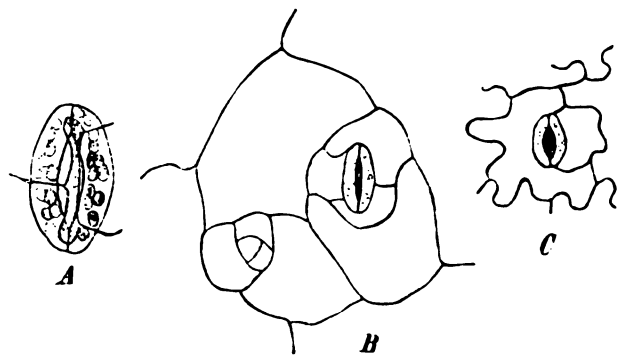


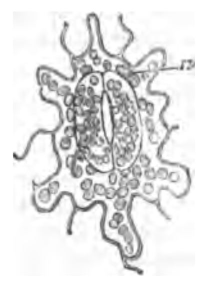
Fig. 39. *A* und *B*. Sedum Telephium, Blattunterseite. *A* Spaltöffnung mit Andeutung der unter ihr zusammenschliessenden Nebenzellen. *B* Epidermis mit einer fertigen Spaltöffnung und den unfertigen Theilungsschritten. *C* Mercurialis annua, Blattunterseite. Epidermiszellen mit Spaltöffnung. *A* 540, *B* und *C* 240 Mal vergrössert.

viel weniger zahlreich. Jede Spaltöffnung ist so wie die nebenstehende Figur es zeigt, gebaut (Fig. 39 *A*). Bei tieferer Einstellung fällt es auf, dass die benachbarten Oberhautzellen unter die Spaltöffnungen greifen, nur einen engen Spalt unter ihnen lassend. Dieses Verhältniss ist in der Figur angegeben. Weiter bemerkt man, dass jede Spaltöffnung von drei Oberhautzellen umgeben ist. Diese drei Zellen sind die „Nebenzellen“, die unter die Spaltöffnung sich fortsetzen. Der Grund zu der Constanz der drei Zellen liegt in der Entwicklungsgeschichte, die hier sehr leicht zu gewinnen ist. Selbst in der Epidermis ausgewachsener Blätter findet man nämlich Zellen, in denen nachträglich die Theilungen zur Bildung einer Spaltöffnung begannen, ohne zu Ende geführt worden zu sein. Solche unvollendete Anlagen stellen uns aber in schematischer Klarheit den ganzen Vorgang dar. Zu sehen ist derselbe in dem einen Theile der Fig. 39 *B*. Augenscheinlich folgten hier die Scheidewände auf einander in einer Spirale, in welcher die vierte Wand parallel der ersten wurde. Sie umschreiben so einen drei-

eckigen, durch jeden Theilungschritt kleiner werdenden Raum. Die innerste Zelle wird normaler Weise schliesslich zur Mutterzelle der Spaltöffnung und muss daher von drei Zellen umgeben sein. In dem nebenan abgebildeten Falle war durch eine Scheidewand die Ecke einer Oberhautzelle abgeschnitten worden, hierauf folgten noch vier Theilungsschritte, die mittlere Zelle entwickelte sich aber dann nicht weiter.

Mercurialis annua hat Spaltöffnungen nur an der Unterseite des Blattes und was uns bisher nicht begegnet war, Chlorophyllkörner, wenn auch nicht sehr zahlreich, in der Epidermis. Die kleinen Spaltöffnungen (Fig. 39 *C*) zeigen auch ein bestimmtes Verhältniss zu den angrenzenden Epidermiszellen, doch sind es hier fast stets zwei Zellen, die an die Spaltöffnung stossen. Die vorbereitende Theilung erfolgt hier nämlich durch U-förmige, abwechselnd nach zwei entgegengesetzten Seiten vorgewölbte Scheidewände und die mittlere, inhaltreiche Zelle wird schliesslich zu der Mutterzelle der Spaltöffnung und theilt sich senkrecht zu der vorausgehenden Theilungsrichtung in die beiden Schliesszellen. Dies Alles ist aus der Betrachtung auch des fertigen Zustandes zu entnehmen.

Bei den Farrnkräutern kommen die mannigfaltigsten Combinationen in der Anordnung der Spaltöffnungen vor. Die merkwürdigste ist die, wo die Spaltöffnung von einer einzigen ringförmigen Oberhautszelle umfasst wird. Zu beobachten ist dieser Fall bei Aneimia fraxinifolia, einem Farrnkraut, das in jedem botanischen Garten zu finden ist. Die Zellen der Epidermis haben stark welligen Umriss (Fig. 40) und gewinnen durch diese gegenseitige Verzahnung, die so häufig bei Epidermiszellen ist, an Festigkeit. Wie alle übrigen Farrnkräuter führt auch Aneimia reichlich Chlorophyllkörner in der Epidermis. Hier ist somit eine solche Arbeitstheilung, wie bei den meisten Phanerogamen, nicht durchgeführt, die Epidermis gehört mit zum assimilatorischen Gewebe. Die Spaltöffnung steckt in der sie umgebenden Oberhautzelle, wie in einem Rahmen. Querschnitte (rechtwinklig zu den Seitennerven) lehren, dass sie etwas über die Fläche der Epidermis hervorragt. Dieser extreme Fall ist durch Zwischenformen, auf die wir nicht weiter eingehen wollen, mit andern weniger auffallenden, verbunden. Wir brauchen uns in der That die Spaltöffnung nur bis an die Seitenwand der sie umgebenden Oberhautzelle gerückt zu denken, damit das Ungewohnte ihrer Insertion wegfalle.



Figur 40. Aneimia fraxinifolia. Spaltöffnung, von einer Oberhautzelle umgeben; — *n* Zellkern der Oberhautzelle. Vergr. 240.

Ein eigenthümliches Verhalten zeigt Nerium Oleander. Weder an der Oberseite noch der Unterseite des Blattes sieht man zunächst Spaltöffnungen. Es tritt uns vielmehr überein-

stimmend auf beiden Seiten eine relativ kleinzellige Epidermis entgegen, die namentlich an der Unterseite mit kurzen, fast bis zum Schwinden des Lumens verdickten, einzelligen Haaren besetzt ist. An der Unterseite des Blattes fallen uns aber weiter grössere oder kleinere Vertiefungen auf, die mit Luft erfüllt sind und an ihrem Rande mit kurzen, den vorerwähnten gleichgestalteten, doch schwächer verdickten Haaren besetzt sind. Diese Haare schliessen, in einander greifend, die Höhlung nach aussen ab. Ein zweiter Flächenschnitt von der Unterseite des Blattes, von derselben Stelle entnommen, an der zuvor schon die Epidermis entfernt wurde, lässt uns stellenweise einen Einblick in die Tiefe der Höhlungen gewinnen. Hierzu ist übrigens nöthig, dass unter der Luftpumpe, oder durch Eintauchen der Schnitte in Alcohol, die Luft aus den Höhlungen zuvor entfernt werde. Da zeigt es sich, dass von den Wänden der Höhlung aus kleine, kegelförmige Erhebungen, deren Scheitel von einer Spaltöffnung gebildet wird, hervorragen. Die Seitenwände der kleinen Kegel bestehen aus Oberhautzellen, die eine bis an die Spaltöffnung reichende Athemhöhle zwischen sich lassen. Zwischen den spaltöffnungtragenden Kegeln entspringen den Wänden der Höhlung dieselben Haare, die wir an deren Rande gesehen.

Schliesslich nehmen wir noch in Untersuchung die Epidermis eines Schachtelhalmes, weil wir an derselben Verschiedenes lernen können. Wir wählen Equisetum arvense und stellen uns einen Schnitt von der Oberfläche des Stengels her. Die Schnitte müssen hier, wegen der starken Verkieselung der Epidermis, vorsichtig geführt werden. Die Epidermiszellen sind in der Richtung der Längsaxe des Stengels gestreckt; Spaltöffnungen führende Streifen wechseln mit spaltöffnungslosen ab, und zwar ist jede vorspringende Rippe (Riefe) des Stengels an ihrer Böschung mit je einem Spaltöffnungsstreifen versehen, während die tiefste Stelle der „Rillen" wieder ohne Spaltöffnungen ist. An dem Flächenschnitt fallen die spaltöffnungführenden Streifen durch die Unterlage aus chlorophyllhaltigen Zellen auf. Die Oberhautzellen sind an diesen Stellen breiter und haben etwas welligeren Umriss. Die Aussenfläche der spaltöffnungführenden, wie der spaltöffnunglosen Epidermis ist mit rundlichen Höckern besetzt. Die Spaltöffnungen bilden mit den Epidermiszellen fortlaufende Reihen. Es fällt von aussen (Fig 41 *A a*) zunächst das elliptisch contourirte Grübchen auf, das sich rasch verschmälert und auf die Schliesszellen führt Es ist von zierlichen Perlen umrandet. Ein anderer weiterer, welliger Umriss von eliptischem Grundriss zeichnet sich, doch nur wenig bestimmt, in einiger Entfernung um das Grübchen (*b*). Innerhalb des Grübchens tritt, bei tieferer Einstellung, der zwischen den Schliesszellen befindliche, langgezogene Spalt (*s*) auf und von diesem strahlen verdickte Leisten aus. Zur weiteren Orientirung wird es jetzt nöthig, den Schnitt umzukehren und von der Unterseite zu betrachten (*B*). Da wird uns erst der Sachverhalt klar. Wir

stellen die Existenz zweier halbmondförmiger Oberhautzellen fest (*b*), die durchaus die Gestalt der Schliesszellen haben, nur grösser als jene sind. Diese beiden Zellen sind es, die das Grübchen (*a*) zwischen sich fassen, welches wir, in der Aussenansicht der Epidermis, nach den Schliesszellen führen sahen. Diese beiden halbmondförmigen Epidermiszellen entsprechen den Nebenzellen, die wir an anderen Spaltöffnungsapparaten beobachtet haben. Sie

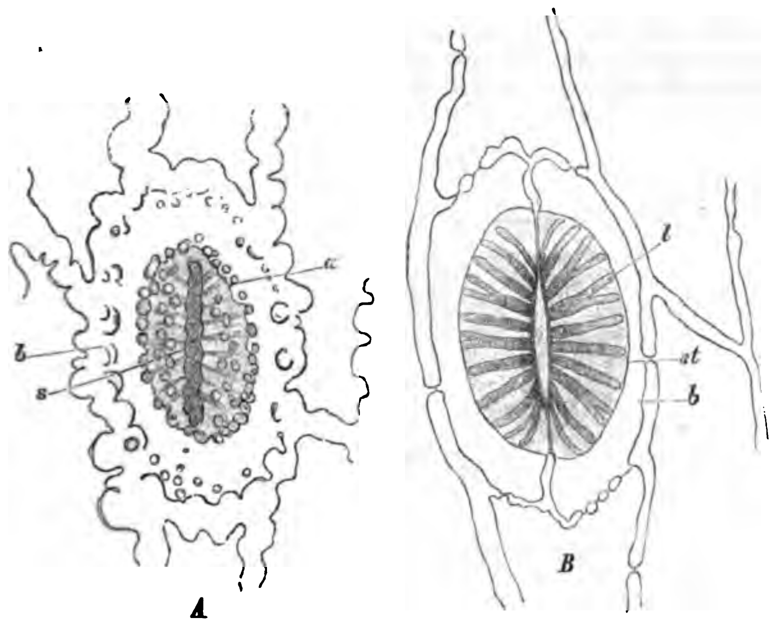


Fig. 41. Spaltöffnungen des Stengels von Equisetum arvense. *A* von oben; *B* von unten; *a* äusserer Contour des Grübchens; *b* Contour der Nebenzellen; *st* Schliesszellen; *l* Leisten; *s* Spalt. Vergr. 540.

sind durch vorspringende Verdickungsleisten (*l*) auf ihrer unteren Wandfläche ausgezeichnet. Diese Leisten beginnen am Spalt, laufen quer und decken die ganze obere Fläche der Schliesszellen. In ihrem Verlauf theilen sich einzelne dichotomisch. Bei höherer Einstellung scheinen sie in halber Länge unterbrochen zu sein. Dass sie in das Innere der Nebenzellen vorspringen, kann man namentlich dann beobachten, wenn die Schliesszellen etwas schräg liegen. Bei ganz flacher Lage, wie in Fig. 41 *B*, ist das Vorspringen nicht festzustellen. Nur die Schliesszellen, nicht die Nebenzellen, enthalten kleinkörniges Chlorophyll. — Ein Querschnitt rechtwinklig zur Längsaxe des Stengels ist noch nöthig, um volle Klarheit in das Bild zu bringen (Fig. 42). Wir sehen da über den Schliesszellen (*st*) die Nebenzellen, und können auch die Leisten (*l*) leicht erkennen. Letztere sind am Spalt sehr hoch und fallen von hier aus steil

ab, um weiterhin nur geringe Höhe zu behalten. Daher bei gewissen Einstellungen der Flächenansicht das scheinbar gebrochene Aussehen. Wir unterscheiden weiter den Rand (*a*) des von den Nebenzellen gebildeten Grübchens und finden auch den tiefer gelegenen Spalt (*s*) wieder; betrachten endlich die unter den Schliesszellen befindliche Athemhöhle. Aus dem Querschnitt wird nun auch die physiologische Bedeutung der Verdickungsleisten über den Schliesszellen klar. Die ganze obere Fläche der Schliesszellen wird nämlich von den Nebenzellen bedeckt. Diese Fläche muss aus früher angeführten Gründen resistenter sein; unter den hier gegebenen Bedingungen wird dieselbe aber auch die sonst der schwach verdickten Seitenwand zufallende Communication mit den Neben-

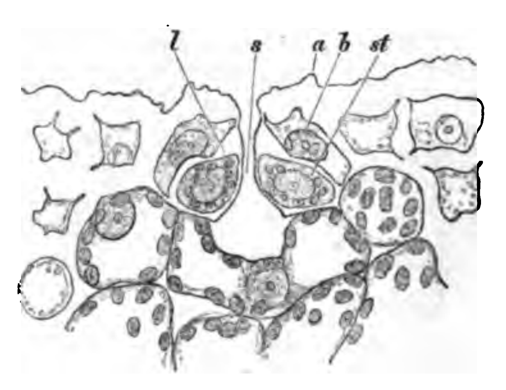


Fig. 42. Querschnitt einer Spaltöffnung von Equisetum arvense. Bedeutung der Buchstaben wie in Fig. 41. Vergr. 540.

zellen zu unterhalten haben. Beides wird durch die leistenförmige Verdickung erreicht, welche die nöthige Festigkeit den betreffenden Wänden verleiht und doch auch dünnwandige Stellen an denselben zurücklässt.

Um uns davon zu überzeugen, dass die Epidermis von Equisetum Kiesel enthält, wollen wir dieselbe glühen. Das Einfachste ist, dies auf feinen Glimmerplättchen zu thun. Wir bringen den Flächenschnitt, den wir glühen wollen, sofort auf das Plättchen und halten denselben über eine Spiritus- oder Gasflamme. Das ganze Plättchen wird hiernach auf einen Objectträger gelegt, ein Tropfen Wasser hinzugefügt und ein Deckglas aufgelegt. Das Bild ist brauchbar, aber stark gebräunt und daher an vielen Punkten undurchsichtig. Farblose und völlig durchsichtige Skelete erhält man, wenn man auf das Glimmerplättchen einen Tropfen Schwefelsäure bringt, in diese den Schnitt legt und hierauf so lange glüht, bis dass nur reine Asche übrig bleibt. Man stellt nun leicht fest, dass auch nach dem Glühen die ganze Aussenfläche der Epidermis in allen Structureigenthümlichkeiten erhalten geblieben ist. Stellenweise sieht man selbst Theile der Schliesszellen mit den Leisten.

Sehr schöne Kieselskelete erhalten wir auch, wenn wir die Schnitte zunächst in einen Tropfen concentrirte Schwefelsäure legen, nach einiger Zeit 20%, dann allmählich concentrirte Chromsäure hinzufügen und schliesslich mit Wasser auswaschen.[3])

Wir wollen uns jetzt an einem besonders günstigen Objecte auch die Wasserporen oder Wasserspalten ansehen. Dieselben zeigen den gleichen Bau wie die Luftspalten, die wir kurz als „Spaltöffnungen" bezeichnet haben, nur sind sie grösser, der Spalt nebst angrenzendem Intercellularraum (Athemhöhle) wenigstens zeitweise mit Wasser erfüllt. Die Schlieszellen dieser Wasserspalten dürften von Anfang an unbeweglich sein, sterben rasch ab und verlieren dann für alle Fälle ihre Beweglichkeit. Das günstigste Object für das Studium dieser Wasserporen ist **Tropaeolum majus**. Die Wasserspalten befinden sich an der Oberseite des Blattes und zwar über den Enden der Hauptnerven. Hier pflegt der Blattrand eine kleine Vertiefung zu zeigen. Man kann die Wasserspalten schon annähernd sehen, wenn man ein entsprechendes Stück des Blattes seiner ganzen Dicke nach, unter Wasser, mit Deckglas überdeckt, in's Gesichtsfeld des Mikroskops bringt. Die Einzelheiten werden freilich erst auf Flächenschnitten kenntlich, die man von der betreffenden Stelle des Blattrandes darstellt. Eine Wasserspalte präsentirt sich dann so, wie die obenstehende Figur 43. Der Inhalt der Schliesszellen war in diesem Falle bereits auf ein Minimum reducirt. Man findet stets mehrere Wasserspalten in geringer Entfernung von einander.

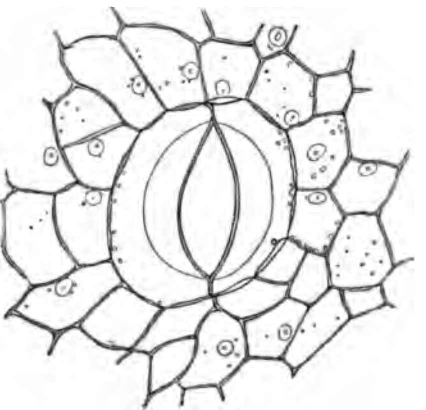


Fig. 43. Wasserspalte vom Blattrande von Tropaeolum majus, nebst angrenzenden Epidermiszellen. Vergr. 240.

Anmerkungen zum VI. Pensum.

[1]) Strasburger, Jahrb. f. wiss. Bot. V., p. 297; de Bary, vergl. Anat. p. 32 u. ff., 70 u. ff.; Schwendener, Monatsber. d. kgl. A. d. Wiss. in Berlin, 1881, p, 833. An den beiden erstgenannten Orten die übrige Literatur.

[2]) Westermaier, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIV, p. 43.

[3]) Miliarakis, die Verkieselung. Würzburg, 1884. Dort die Literatur.

VII. Pensum.

Wir kennen bereits die Wurzelhaare von Hydrocharis morsus ranae und können, da es sich bei Wurzelhaaren stets um ähnliche, einzellige Schläuche handelt, von einer weiteren Untersuchung derselben absehen. Wir haben auch die zu kegelförmigen Papillen verlängerten Epidermiszellen zahlreicher Blumenblätter (Viola, Tropaeolum, Rosa) gesehen; die Papillen im Grunde der Blumenkrone von Lamium von denen wir feststellen konnten, dass sie mit verschmälerter Basis zwischen stärker angeschwollenen Epidermiszellen eingekeilt sind; die einen Faden bildenden, tonnenförmig angeschwollenen Zellen der Haare von Tradescantia; die aus vielzelligem Grunde in einen einfachen, sich zuspitzenden Faden gehenden Haare von Cucurbita und Momordica.

Die Pflanzenhaare sind uns somit aus mehrfacher Anschauung bereits bekannt, doch gilt es, unsere Erfahrung in entsprechender Weise noch zu vervollständigen.[1])

Sehr mannigfaltige Formen einzelliger, vielfach verzweigter Haare treten uns auf den Blättern und Stengeln der Cruciferen entgegen. Beim Goldlack (Cheiranthus Cheiri) sieht man an Blättern und Stengeln spiessförmige Gebilde (Fig. 44, *A*) mit engem, gegen die beiden Enden zu obliterirendem Lumen. Diese einzelligen Spiesse sind an ihrer Aussenfläche mit Höckern besetzt und zwar mit weniger zahlreichen grösseren und dazwischen mit zahlreicheren kleinen. Da die Spiesse alle parallel zur Längsaxe des Blattes gerichtet sind, so ist es relativ leicht, einen guten Querschnitt durch dieselben zu bekommen. Es gilt freilich die Insertionsstelle eines Haares, in mittelbarer Länge zu treffen und muss man daher zahlreiche Schnitte ausführen, um die Chancen des Gelingens zu erhöhen. Dann sieht man (Fig. 44, *B*), dass die Insertionsstellen der Haare etwas vertieft liegen und dass die Epidermiszelle die sich draussen zum Haarkörper ausweitet, schmäler als ihre Nachbarinnen ist, dass sie sich am Grunde, etwas anschwellend, abrundet und tiefer in das angrenzende Gewebe reicht. Sie bildet den „Fuss" des Haares. Längsschnitte durch das Blatt lehren, dass der Fuss in der Längsrichtung des Blattes nicht breiter als in der Querrichtung ist; man stellt deutlich fest, dass sich das

Lumen des Fusses ohne Abgrenzung in das Lumen des Körpers fortsetzt. Von der Gestalt des Fusses erhält man ein noch vollständigeres Bild, wenn man einen dünnen Flächenschnitt mit der Unterseite nach oben legt. Der Fuss ist kreisrund im Querschnitt. Auch fällt es jetzt auf, dass die chlorophyllhaltigen Zellen des Blattgewebes, radial, ohne Lücken an den unter der Epidermis vorspringenden, etwas erweiterten Theil des Fusses ansetzen.

Der in botanischen Gärten nicht selten cultivirte Cheiranthus alpinus verhält sich wie Cheiranthus Cheiri, nur dass der Körper einiger Haare sich an einem oder auch an beiden Enden gabelig theilt. Dadurch bekommt man Haare mit drei oder vier Fortsätzen, die alle parallel zur Blattfläche ausgebreitet sind.

Sehr weit verzweigt in der Ebene des Blattes sind die Haare auf Blättern und Stengeln von Matthiola annua (Fig. 44 *C*). Diese Haare sitzen, besonders auf der Blattunterseite, so dicht, dass ihre Zweige in einander greifen. Das Lumen des Haarkörpers ist in Folge der starken Verdickung der Wände fast obliterirt. Höcker auf der Oberfläche sind kaum entwickelt. Sehr instructiv ist die Ansicht der Epidermis von innen aus, denn sie zeigt eine nicht unbedeutende Anschwellung des kugeligen Haarfusses und eine besonders schöne, radiale Gruppirung der chlorophyllhaltigen Blattzellen um denselben.

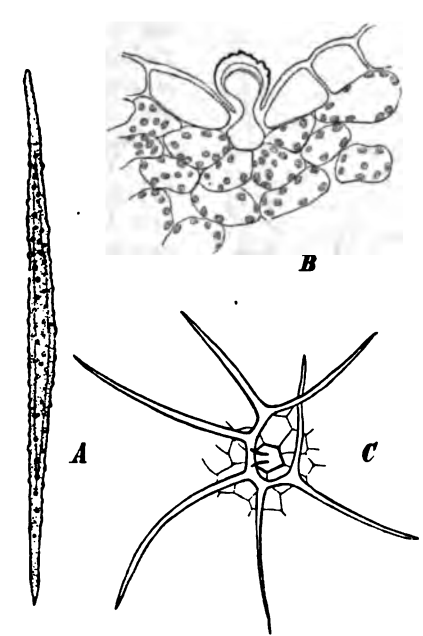


Fig. 44. *A* u. *B*. Von der Blattunterseite von Cheiranthus Cheiri. *A* Das Haar von oben Vergr. 90; *B* im Querschnitt, Vergr. 240. *C* Von der Blattunterseite von Matthiola annua, Haar von oben. Vergr. 90.

Sehr eigenthümlich gestaltet sind die einzelligen, langen Haare (Fig. 45) in der Rinne des unteren, spornartig verlängerten Blumenblattes von Viola tricolor. Man bekommt sie sehr gut zu sehen, wenn man Querschnitte durch das untere Kronenblatt, dicht unter der Stelle ausführt, wo es sich rinnenförmig zusammenlegt. Die betreffenden Epidermiszellen wachsen fast in ihrer ganzen Breite zu einem Haare aus. Dieses ist mit unregelmässigen, knorrigen Auftreibungen bedeckt. Die Cuticula des Haares zeigt longitudinal vorspringende Leisten. Der Zellsaft ist farblos, doch sind gelbe Farbkörper öfters im Wandplasma vorhanden.

Die Filamente der Staubblätter in den Blüthen von Verbascum nigrum sind mit einzelligen, violetten Haaren bedeckt. Um sie zu untersuchen, entferne man die Anthere vom Filament, und zerrupfe letzteres mit Nadeln in einem Wassertropfen, auf dem Objectträger. Die Haare sind sehr lang, an der Spitze keulenförmig angeschwollen, mit violettem Zellsaft. Die Oberfläche des Haares ist mit länglichen Höckern bedeckt, die in mehr oder weniger regelmässigen Spiralen aufsteigen.

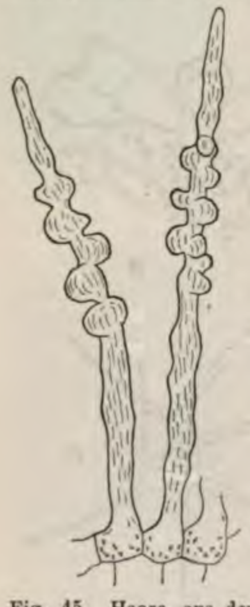


Fig. 45. Haare aus der Rinne des unteren Kronenblattes von Viola tricolor. Vergr. 240.

Verzweigte mehrzellige Haare finden wir bei derselben Pflanze an der Unterseite und den Rändern der Blumenkrone. Von oben gesehen haben diese Haare eine gewisse Aehnlichkeit mit denjenigen von Matthiola, doch entspringen hier alle Zweige aus gemeinsamem Mittelpunkt und ist jeder Zweig eine für sich abgeschlossene Zelle. Auch breiten sich die Zweige nicht in einer Ebene aus, steigen vielmehr unter unbestimmten Winkeln auf. Ihre Wände sind eben so stark verdickt wie bei Matthiola; äussere Vorsprünge fehlen. Die Haare am Blattrande präsentiren sich in Seitenansicht. Der Haarkörper ist durch eine Scheidewand von der ihn tragenden Epidermiszelle abgegrenzt. Er besteht aus einem, fast stets einzelligen Stiel und den diesem aufsitzenden Zweigen. Es kommen geringe Abweichungen von dem geschilderten Verhalten vor, die keiner weiteren Erklärung bedürfen. Ausser diesen verzweigten Haaren trägt der Rand der Blumenkrone auch noch kleine Drüsenhaare. Diese besitzen einen zwei- bis dreizelligen Stiel und ein abgeflachtes Köpfchen, das hin und wieder von einer stark lichtbrechenden Substanz am Scheitel bedeckt ist. Diese letztere wollen wir aber nicht hier, sondern an einem anderen, günstigeren Objecte studiren.

Man braucht sich die vielzelligen, verzweigten Haare von Verbascum nigrum nur einige Male aufeinandergesetzt zu denken, um die Haare zu erhalten, welche den Filz auf den Blättern von Verbascum thapsiforme bilden. Es giebt bis zu fünf Etagen hohe Haare, jede Etage ist von der vorhergehenden durch ein einzelliges Glied getrennt, das die Hauptaxe des Haares fortsetzt. Die Zellen dieser Haare sind grösstentheils mit Luft erfüllt. Am besten stellt man hier Querschnitte durch die Mittelrippe des Blattes dar.

In dieselbe Kategorie wie die verzweigten Haare der Blumenblätter von Verbascum gehören die Schuppen von Shepherdia canadensis. Wir finden an der Unterseite des Blattes, schon

mit der Lupe unterscheidbare, lockerer gebaute weisse und dichter gebaute braune (Fig. 46 *A*) Sterne. An der Oberseite des Blattes sind nur die weissen Sterne und zwar in geringerer Anzahl zu finden. Die Zellen der lockeren, weissen Sterne führen, wie die mikroskopische Untersuchung lehrt, nur Luft; sie entspringen einem gemeinsamen Mittelpunkte, sind aber seitlich von einander getrennt. Auf der Oberseite des Blattes halten sie sich nicht in einer Ebene, strahlen vielmehr morgensternartig nach allen Richtungen aus. Die Zellen der braunen Sterne sind bis fast an den Rand mit einander verbunden und mit lebendem Inhalt versehen; die Zellkerne in ihrem Innern lassen sich unschwer nachweisen. Ein Querschnitt durch das Blatt zeigt, so weit er einen braunen Stern richtig traf (Fig. 46 *B*), dass der Stiel desselben vielzellig ist, und dass nicht allein die Epidermis, vielmehr auch die nächstfolgende

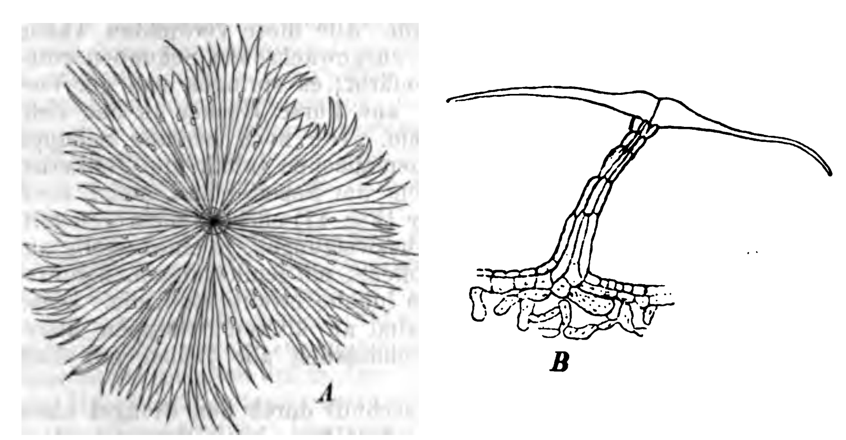


Fig. 46. Schuppen von der Blattunterseite von Shepherdia canadensis. *A* von der Fläche; *B* im Querschnitt. Vergr. 240.

Zellschicht in denselben übergeht. Der Stiel trägt oben die sternförmige einschichtige, doch vielzellige Ausbreitung.

Falls Shepherdia canadensis nicht zur Verfügung steht, kann Eleagnus angustifolia bis zu einem gewissen Maasse dieselbe vertreten. Hier sind an der Blattunterseite nur die weissen lufthaltigen Schuppen vorhanden. Die Scheibe besteht aus seitlich isolirten oder auch fast bis an den Rand verwachsenen Zellen.

Ganz eigene Gebilde sind die Spreuschuppen (paleae) der Farne, welche die jungen Blätter und Stammtheile einhüllen, oft aber auch an älteren Theilen noch zu beobachten sind. Man kann fast jede Farnspecies zur Untersuchung wählen; wo jedoch Asplenium bulbiferum zur Verfügung steht, halte man sich an dieses. Die Spreuschuppen haben hier durchaus die Gestalt kleiner Blätter, man suche sie auf den jungen, noch eingerollten Theilen der in Entwicklung begriffenen Wedel. Als einfachste Präparations-

methode dürfte es sich auch hier empfehlen, junge Wedeltheile mit Nadeln zu zerrupfen. Die Schuppe entspringt aus einer Epidermiszelle (vergl. die tiefer stehende Abbildung Fig. 47). Nur die Seitenwände der Zellen sind verdickt, nicht die obere und untere Wand; gewöhnlich bleibt eine Anzahl Zellen am Grunde der Schuppen ganz unverdickt; die Randzellen sind andererseits nur an ihren an die Nachbarzellen stossenden, nicht an den den Rand bildenden Seitenwänden verdickt. Von der Verdickung bleiben endlich auch die letzten Zellen am Scheitel ausgeschlossen; interessant ist der ganz allgemein wiederkehrende Abschluss der Verdickung am Scheitel mit einer T-förmigen Figur. Alle diese verdickten Theile sind an ausgewachsenen Schuppen rothbraun gefärbt; es springen von der Verdickung aus kurze Höcker in das Zelllumen ein. Die noch lebende Schuppe führt plasmatischen Inhalt und Zellkerne, ausserdem am Scheitel und meist noch an einer (Fig. 47) oder an mehreren seitlichen Auszweigungen, je eine kugelig angeschwollene, mit feinkörnigem, lichtbrechendem Inhalte erfüllte Endzelle. Diese Zellen sind an älteren Schuppen abgestorben und verschrumpft, und schliesslich alle Zellen mit Luft erfüllt.

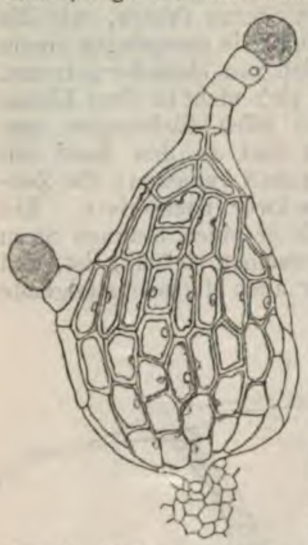


Fig. 47. Eine ausgewachsene, aber noch lebende Spreuschuppe von Asplenium bulbiferum. Vergr. 90.

Wir stellen jetzt einen Längsschnitt durch den Stengel einer Rose, vielleicht Rosa semperflorens der Gärten her und zwar an einer Stelle, der ein Stachel aufsitzt. Wir suchen den Stachel möglichst median zu halbiren und dann einen dünnen Schnitt zu bekommen. Letzteres ist hier freilich nicht ganz so leicht. Beim Schneiden dürfen wir es nicht versäumen, die Schnittfläche mit Wasser zu befeuchten. An einem gelungenen Schnitte kann man feststellen, dass die Epidermis des Stengels sich auf den Stachel fortsetzt. Die Zellen derselben verdicken sich gleichzeitig stärker und strecken sich in die Länge. Auf die Epidermis folgen im Stachel enge, ziemlich stark verdickte und weiterhin ebensolche, weitlumigere Zellen. Letztere füllen den ganzen mittleren Theil des Stachels aus. Alle diese Zellen sind feinporig. Die Epidermis des Stengels wird durch eine wechselnd starke Lage ziemlich stark verdickter, gestreckter, mit schrägen Wänden aufeinanderstossender, chlorophyllloser Zellen von dem chlorophyllhaltigen inneren Gewebe getrennt. Diese chlorophylllosen Zellen sind gleichen Ursprungs mit denjenigen, die das innere Stachelgewebe bilden. Die Gewebselemente des Stachels sind aber von dem chlorophyllhaltigen Gewebe des Stengels durch einen

flachzelligen Gewebestreifen getrennt. Dieser Gewebestreifen geht durch Theilung aus der untersten Lage des Stachelgewebes hervor, er folgt nur kurze Zeit dem chlorophyllhaltigen Gewebe des Stengels und wendet sich hierauf gegen die Epidermis, um die Ränder der Stachelbasis seitlich auch gegen das chlorophylllose Gewebe des Stengels abzugrenzen. Es ist das eine Korkschicht, nächst deren Aussenfläche, durch Vermittlung einer Trennungsschicht, an älteren Stengeltheilen die Ablösung des Stachels erfolgt. Zuvor schon gelingt es den Stachel, längs der Innenfläche der Korkschicht annähernd glatt vom Stengel abzubrechen.

Wählt man einen Stachel am Blattstiel zur Untersuchung, so findet man ihn nicht anders als wie am Stengel gebaut, doch fehlt an dessen Grunde die Korkschicht.

Bei Durchmusterung des an den Stachel anstossenden Rindengewebes der Rose dürfte die Anwesenheit von Krystallen in den Zellen auffallen. Es sind das auch hier Krystalle von oxalsaurem Kalk, denn sie werden in Essigsäure nicht gelöst, eben so wenig in Kalilauge, lösen sich hingegen ohne Gasentwicklung in Salzsäure. Sie haben hier entweder die Gestalt monoklinischer Säulen oder Drusen. Diese letzteren bestehen aus einer grossen Anzahl Krystalle, die einem ursprünglichen Krystalle aufgelagert sind. Die Drusen fallen durch ihre Grösse und morgensternförmige Gestalt ganz besonders auf.

Sehr eigen verhalten sich die Sammel-Haare am Griffel von Campanula-Arten. Wir wählen Campanula rapunculoides zur Untersuchung und stellen einige Querschnitte durch den Griffel einer noch geschlossenen Blüthe her. Wir finden den Griffel mit einzelligen, etwas zugespitzten Haaren besetzt. Der Fuss des Haares ist ziemlich tief in das Griffelgewebe eingesenkt. Im Innern des Haares ist Protoplasmaströmung zu beobachten. Seine Cuticula zeigt Längsstreifen. Die innere Verdickungsschicht seiner Wandung ist stark lichtbrechend, sie nimmt gegen die Spitze an Dicke zu und erscheint dort in etwas älteren Haaren faltig. Diese Falten stellen sich in Flächenansicht als quere Streifen dar. An der Spitze solcher Haare ist die Cuticula von der glänzenden Verdickungsschicht abgehoben. Zwischen den Haaren haften zahlreiche Pollenkörner. Noch vor dem Aufblühen stirbt der Inhalt des Haares ab und in den sich öffnenden Blüthen findet man alle Haare eingestülpt. Das erfolgt nun in der Art, dass sich der Haarkörper in den Fuss hineinzieht. Das Haar stülpt sich dabei vollständig um. An Stelle des Haares befindet sich daher eine mit Luft erfüllte Höhlung. In diese Höhlung wird oft ein Pollenkorn eingesogen und kann sie vollständig verstopfen. Nur in seltenen Fällen ist eine Einfaltung derart erfolgt, dass die Spitze des Haares nicht mit umgestülpt wurde.

Um die Brennhaare der zweihäusigen Nessel (Urtica dioica) unversehrt zu bekommen, müssen wir sie den jüngeren Theilen der Pflanze entnehmen. Am besten dürfte es sein, sich an die Rippen

junger, lebenskräftiger Blätter zu halten. Man löst das Haar, das mit dem blossen Auge sichtbar ist, unterhalb seiner Einfügungsstelle mit dem Rasirmesser ab und untersucht es in Wasser. War das Haar bereits abgestorben, so findet man Luft in seinem Innern und ist dann auch dessen Spitze nicht mehr intact. Ein unversehrtes Haar präsentirt sich so, wie die tieferstehende Figur 48. Das Haar ist einzellig, scharf zugespitzt, an der Spitze zu einem kleinen Knöpfchen angeschwollen. Am Grund erweitert sich das Haar kolbenförmig, und ist der so gebildete Bulbus in einen Becher eingesenkt, der vom Gewebe des Blattes gebildet wird. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entspringt dieses Haar nur einer einzigen Epidermiszelle, die in gleicher Höhe mit ihren Nachbarinnen liegt, hierauf erst wird der stark anschwellende Fuss des Haares auf einer Gewebesäule emporgehoben, die von Epidermis überzogen und von hypodermalen Geweben in ihrem Innern gebildet ist. Im Haare selbst ist Protoplasmaströmung zu beobachten. Der Zellkern befindet sich meist innerhalb des Bulbus auf Plasmafäden suspendirt. Die Cuticula zeigt schräge Leisten, die hier bei allen Haaren in derselben Richtung aufsteigen. Die Wandung des Haares ist verkieselt, wie sich das leicht durch Glühen auf einem Glimmerblättchen feststellen lässt. Man findet, wie schon erwähnt, öfters Haare mit abgebrochener Spitze. Diese Spitze dringt bei unvorsichtiger Berührung der Haare in die Haut ein und da sie sehr spröde ist, bricht sie dort ab, wobei der stark saure Saft in die Wunde fliesst und eine schwache Entzündung verursacht. — Auf demselben Epidermisstückchen, neben den Brennhaaren, sehen wir auch kleine einzellige Borsten (vergl. Fig. 48); letztere sind durch die starke Verdickung ihrer Wand und die feine Zuspitzung ausgezeichnet. Ebensolche Borsten finden wir am Blattrande. Hierzu genügt es, ein Stück Blatt in Wasser unter das Deckglas zu bringen. Die Borste kann an älteren Blättern fast zum Schwinden ihres Lumens verdickt sein; ihre Oberfläche ist mit kleinen Höckern bedeckt.



Fig. 48. Brennhaar von Urtica dioica nebst einem Stück Epidermis, auf dieser eine kleine Borste. Vergr. 60.

Drüsenhaaren sind wir bereits am Blumenblattrande von Verbascum nigrum begegnet, wir wollen dieselben unter günstigeren Bedingungen bei Primula sinensis studiren. Wir stellen zu diesem Zwecke Querschnitte durch einen Blattstiel her. Der Haarkörper ist von der epidermoidalen Fusszelle durch eine ausserhalb der

Epidermis stehende Querwand abgegrenzt und bildet einen Zellfaden, der aus meist zwei (doch auch mehr) längeren und zugleich weiteren Zellen und einer (selten zwei) schmäleren und auch kürzeren Zelle besteht. Diese letzte Zelle trägt das kugelrunde Köpfchen. Diesem sitzt aber, in grösserer oder geringerer Mächtigkeit, eine Kappe aus stark lichtbrechender, harziger, gelblicher Substanz auf. Die Secretion findet zwischen Cuticula und Zellmembran statt. Die Cuticula wird abgehoben, gedehnt und schliesslich zersprengt, worauf sich das Secret über den oberen Theil des Haares ergiesst. Zusatz von Alcohol entfernt das Secret, worauf die abgehobene, sich in Falten legende Cuticula sehr gut zu sehen ist. — Die Zellen des Haares zeigen ein schönes Netz aus Protoplasma mit suspendirtem Zellkern, in welchem ein grosses Kernkörperchen liegt. Dem Wandplasma sind kleine Chlorophyllkörner eingebettet.

Aehnlich, doch complicirter gebaut sind die Drüsenhaare auf der Blumenkrone, der Aussenseite und den Rändern der Kelchblätter, den Filamenten und dem Fruchtknoten von Antirrhinum majus. Am besten bekommt man sie auf schrägen Schnitten durch den Fruchtboden zu sehen. Ein sich nach oben zu verschmälernder Zellfaden endet in einem tonnenförmigen Köpfchen, das aus acht in einem Kreise gestellten Zellen gebildet wird. Am Scheitel des Köpfchens wird die gemeinsame Cuticula durch das stark lichtbrechende farblose Secret abgehoben. — Beiderseits der von der Unterlippe gebildeten Rinne stehen hingegen sehr lange einzellige Haare, die mit einer grossen kopfförmigen Anschwellung endigen und hellgelb gefärbten Zellsaft führen. Diese Haare sind an ihrer Oberfläche mit starken Höckern besetzt.

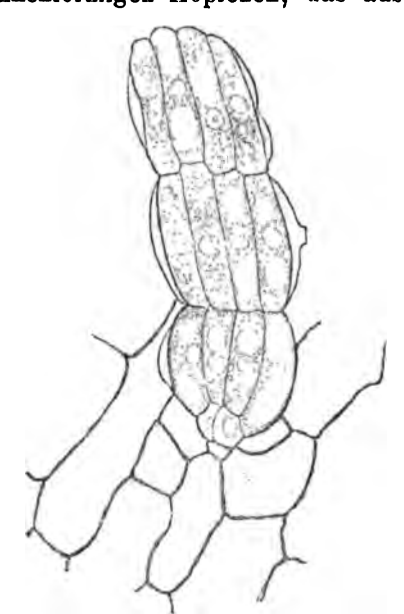


Fig. 49. Drüsenzotte von der Ochrea von Rumex Patientia. Vergr. 240.

Sehr schön sind „Drüsenzotten“ (Colleteren) auf den häutigen Verlängerungen (Ochreae) der Blattscheiden von Rumex Patientia zu beobachten. Die von den Zotten gelieferten Secretmassen sind hier so bedeutend, dass man bei feuchtem Wetter die Stengelspitzen und jungen Blätter ganz von Schleim bedeckt findet. Man kann die häutigen Ochreae direct in Beobachtung nehmen, wobei sie mit der Innenseite nach oben gekehrt werden müssen. Die Zotten fallen bei Durchmusterung des Präparats als Blättchen auf (Fig. 49). Diese Blättchen

entspringen mit kurzem, einzelligen Fuss einer kleinen Oberhautzelle. Auf die eine Zelle folgen zwei, auf diese meist vier Zellen, die in der Richtung der Längsaxe des Blättchens gestreckt, sich in mehreren Etagen wiederholen. Auf den nach Aussen gekehrten Wänden der Zellen der Zotte sieht man oft blasenförmige Auftreibungen, die bald einen Theil, bald die ganze Wand einer Zelle einnehmen. Auch hier wird somit der Schleim zwischen Cuticula und der übrigen Zellhaut gebildet und hebt die Cuticula ab. Die Blase öffnet sich schliesslich und entlässt den Schleim. Dieser nimmt mit Jod keinerlei Färbung an, ebensowenig mit Chlorzinkjod; im Wasser quillt er zu vollkommen klarer Lösung auf und verhält sich wie ein gummiartiger Körper. Die Zellen der Zotten sind reich an protoplasmatischem Inhalt, ihre Zellkerne deutlich. Mit Rosanilinviolett nehmen die Zotten eine intensiv violette Färbung an, die Schleimmasse wird blassroth. Wässriges Nigrosin tingirt den Schleim stahlblau, ohne die Zotten zu färben.

Die grossen Stipeln von Viola tricolor sind tief gezähnt und tragen an der Spitze wie an jedem Zahne eine schöne eirunde Drüsenzotte. Sollen diese nicht verschrumpft, vielmehr in Function gesehen werden, so gilt es, möglichst junge Stipeln zu untersuchen. Die Zotte ist (Fig. 50) durch einen etwas verengten Hals von dem Blattrande abgesetzt. Sie besteht aus zwei bis mehr Reihen langgestreckter, mittlerer Zellen, an welche senkrecht gegen die Oberfläche gerichtete und in dieser Richtung gestreckte Zellen in einer einfachen Schicht ansetzen. Das Bild zeigt diese Zotte im optischen Schnitt. Die ganze Zotte zeichnet sich durch reichen protoplasmatischen Inhalt aus. In diesem sieht man oft mit Zellsaft erfüllte Vacuolen, einzeln oder in Gruppen. Das Secret hebt die Cuticula ab und durchbricht dieselbe. Mit Rosanilinviolett färbt sich der Inhalt der Zellen roth, die Wände färben sich nicht, das Secret blau. Letzteres reagirt somit, diesem Verhalten nach, auf Harz.



Fig. 50. Eine Drüsenzotte von der Stipel von Viola tricolor; daneben ein einzelliges Haar. Vergr. 240.

Besonders interessant in ihrem Baue sind die auch als Digestionsdrüsen und Tentakeln bezeichneten Drüsenhaare von Drosera rotundifolia. Sie entspringen als fadenförmige Gebilde dem Blattrande und der ganzen oberen Fläche des Blattes. Die Fäden (Fig. 51) verjüngen sich in ihrem Verlauf ein wenig und schwellen an ihrem Ende eiförmig an. Der Faden besteht aus zarten, in der Längsrichtung gestreckten Zellen; die stärkeren Fäden werden im Innern von einer oder von einigen, schraubig

verdickten Röhren, den Schraubengefässen, durchzogen. Die radiale Streckung der Epidermis des Fadens zur Bildung der Köpfchen, die fächerförmige Anordnung der Elemente dieser Epidermis und ihre Vermehrung zu drei Schichten, sind am besten aus dem optischen Durchschnitt des Objectes (Fig. 51) zu ersehen. Die Zahl der schraubenförmig verdickten Zellen wird grösser im Köpfchen; alle Zellen, welche innerhalb der durch Theilung der Epidermiszellen gebildeten Hülle liegen, nehmen die schraubenförmige Verdickung an. Die Insertionsstelle des Fadens, richtig getroffen, zeigt, dass nicht allein die Epidermis, sondern auch das innere Gewebe des Blattes sich in denselben fortsetzt. — Diese Digestionsdrüsen sondern ein schleimiges Secret aus, welches, einem Thautropfen gleich, am Köpfchen haftet, aber nicht unter der Cuticula entsteht, vielmehr an der freien Oberfläche derselben austritt. An diesem Schleimtropfen bleiben kleine Insekten kleben, ersticken in dem secernirten Schleime und werden durch eine entsprechende Krümmung der Digestionsdrüsen nach der Blattmitte transportirt. Jetzt neigen auch die anderen Digestionsdrüsen über dem Insektenkörper zusammen und berühren ihn mit ihren Köpfchen. Hierauf ändert sich die chemische Beschaffenheit des Secrets, es tritt in demselben eine freie Säure und ein dem Pepsin ähnliches Ferment auf und diese sind befähigt, die im Körper des Insektes befindlichen Eiweisskörper langsam zu verdauen. Die gelösten Substanzen werden in die Pflanze aufgenommen.

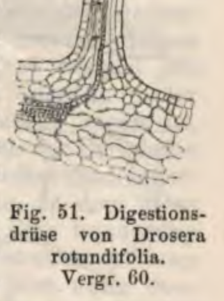


Fig. 51. Digestionsdrüse von Drosera rotundifolia. Vergr. 60.

Ein Querschnitt durch eine Winterknospe der **Rosskastanie** (Aesculus Hippocastanum) zeigt uns, den Deckschuppen aufsitzende, knopfförmige Drüsenzotten (Fig. 52). Die mittleren Deckplatten der Knospe tragen Zotten auf beiden Seiten, an den äusseren findet man sie mehr auf der inneren, auf den inneren mehr auf der äusseren Fläche. Der Bau der Zotten ergiebt sich aus der Figur, sie zeigen eine mittlere Zellreihe, die sich nach oben zu vermehrt und von dieser strahlen die secernirenden Zellen aus. Das Bild giebt die Drüse im Längsschnitt. Die Cuticula wird durch das sich bildende Secret abgesprengt und dieses ergiesst sich zwischen die



Fig. 52. Drüsenzotte an einer Deckschuppe der Winterknospe von Aesculus Hippocastanum, von Secret umgeben. Vergr. 240.

Deckschuppen, dieselben überziehend und verklebend. Dieses Secret besteht aus einem Gemenge von Gummi und Harz. Im Wasser sieht man die im Harz vertheilten Gummitröpfchen quellen, während andererseits bei Zusatz von Rosanilinviolett die Harzmasse sich schön blau färbt. Der Inhalt der Zotten wird auch hier roth.

Wir sind bereits an einem Objecte (Iris florentina) auf den feinkörnigen Wachsüberzug aufmerksam geworden, der die Aussenfläche der Epidermis bedeckte; wir wollen noch speziell auf diesen Punkt hin einige andere Pflanzen untersuchen.

Sehr geeignet hierfür ist Echeveria globosa, die jetzt in Gärten so oft zu „Teppichbeeten" verwendet wird. Der Wachsüberzug giebt der Pflanze ein „bereiftes" oder „glaukes" Aussehen. Dieser Wachsüberzug lässt sich leicht vom Blatte herunterwischen. Oberflächenansichten der Epidermis zeigen zu einer netzförmigen Kruste verschmolzene Körner.

Gehäufte, kurze Stäbchen sehen wir, als Wachsüberzug in leicht zu beobachtender Form, auf Flächenansichten der Epidermis von Eucalyptus globulus.

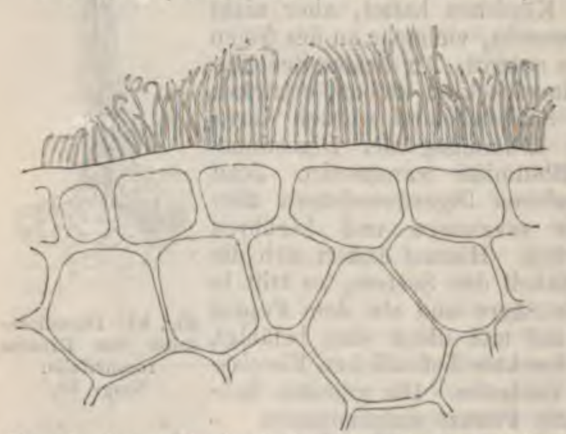


Fig. 53. Querschnitt durch einen Stengelknoten von Saccharum officinarum, mit stäbchenförmigem Wachsüberzug. Vergr. 540.

Das schönste Object ist das in Gewächshäusern jetzt so häufig cultivirte Zuckerrohr (Saccharum officinarum). Hier tritt uns der Wachsüberzug in Gestalt langer, an den Enden oft lockig gekrümmter Stäbchen entgegen. Man stelle die Oberflächenschnitte von den Knoten des Stengels, die durch ihr glaukes Aussehen auffallen, her. Da viel Luft zwischen den Nadeln haftet, so tauche man den Schnitt für kurze Zeit in kalten Alcohol ein. Jetzt lässt sich derselbe leicht untersuchen. — Schwer hingegen ist es, einen guten Querschnitt mit noch anhaftenden Nadeln zu bekommen. Die Fig. 53 führt einen solchen vor. Die Stäbchen stehen dicht gedrängt neben einander, die schon angeführten Krümmungen vielfach zeigend. — Wird ein Flächenschnitt in die Nähe einer Flamme gebracht, so zeigen sich unter dem Mikroskop die Nadeln geschmolzen. Die Nadeln verschwinden in heissem Alcohol.

Anmerkung zum VII. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu in de Bary's Vergl. Anat. die §§ 10, 13, 16 u. ff. und dort auch die Literatur.

VIII. Pensum.

Ein sehr günstiges Objekt, um den Bau der collateralen, geschlossenen Gefässbündel[1]) der Monocotyledonen kennen zu lernen, ist der Stengel von Zea Mais. Wir wollen Material untersuchen, das längere Zeit in Alcohol gelegen hat, um uns auch über den Inhalt der Zellen leicht unterrichten zu können. Wir führen zunächst einen Querschnitt aus, wobei wir achten, dass er im Verlauf eines Internodiums und nicht eines Knotens falle. Wir erleichtern uns das Verständniss des Bildes dadurch sehr, dass wir den Schnitt gleich in einen Tropfen Chlorzinkjodlösung einlegen. Es tritt alsbald Färbung des Schnittes ein und die einzelnen Gefässbündel treten scharf, auch für das blosse Auge, hervor. Legen wir den Objectträger auf eine weisse Unterlage, so können wir uns in einfachster Weise über die „zerstreute" Anordnung der Gefässbündel, wie sie den monocotyledonen Pflanzen eigen ist, orientiren. Es fällt auf, dass die Gefässbündel nach der Peripherie des Stengels zu dichter gedrängt stehen. Jeder Gefässbündelquerschnitt zeichnet sich als ovaler Fleck, das Gewebe, in dem diese Bündel eingebettet sind, ist das Grundgewebe. Eine Sonderung des Grundgewebes in Mark und Rinde ist bei zerstreuter Stellung der Bündel nicht gegeben. — Wir suchen uns jetzt unter dem Mikroskop bei schwacher Vergrösserung eine Stelle des Schnittes zu näherer Untersuchung aus. Wir wählen ein Gefässbündel, das nicht zu nahe der Peripherie liegt, weil, in der Nähe letzterer, der Bau vieler Bündel vereinfacht wird und Verschmelzungen unter denselben vorkommen. Für alle Fälle haben wir uns aber genau darüber zu orientiren, in welcher Richtung die Oberfläche des Stengels liegt, damit wir wissen, welches der innere und welches der äussere Rand des Bündels ist. Das Bündel, das wir ausgewählt, möge etwa wie die umstehende (Fig. 54) aussehen. Es fällt uns zunächst die Scheide auf, die das Gefässbündel umgiebt und durch Chlorzinkjodlösung rothbraune Färbung angenommen hat (*vg*). Sie besteht aus stark verdickten und verholzten Sklerenchymzellen und hat sich deshalb in der oben bezeichneten Weise gefärbt. Sie ist stärker an dem Innen- und Aussenrande des Gefässbündels entwickelt, schwächer an dessen Flanke. Weiter sehen wir, von innen nach aussen im Bündel fortschreitend,

einen Intercellulargang (*l*), der von engen, nur schwach verdickten, trotzdem gelb durch die Chlorzinkjodlösung gefärbten Zellen umgeben ist. In diesen Intercellularraum ragt ein Ring (*a*) hinein, der zu einem durch Streckung meist zerrissenen Ringgefässe gehört. Auch der Intercellulargang ist durch Zerreissung von Zellen entstanden. Einen solchen Entstehungsmodus nennen wir den lysigenen, während dort, wo es sich nur um ein Auseinanderweichen der Gewebeelemente handelt, der Vorgang ein schizogener ist. —

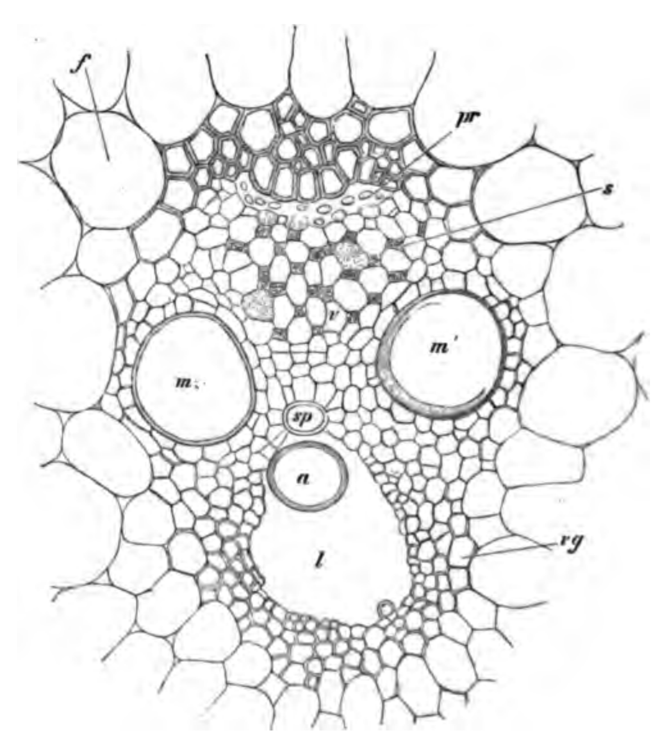


Fig. 54. Querschnitt durch die Gefässbündel aus den inneren Theilen des Stengels von Zea Mais. *a* Glied eines Ringgefässes, *sp* Schraubengefäss, *m* und *m'* unbehöft getüpfelte Gefässe, *v* Siebröhre, *s* Geleitzellen, *pr* zerquetschte Protophloëmelemente, *l* Intercellulargang, *vg* Scheide. Vergr. 180.

Das durch Streckung zerrissene Gefäss, sowie einige andere, die wir eventuell noch in den Intercellulargang hineinragen sehen, repräsentiren die zuerst ausgebildeten Elemente in diesem Theile des Gefässbündels, Elemente, die zu einer Zeit entstanden sind, wo der betreffende Pflanzentheil noch in starkem Längenwachsthum begriffen war. — An den Intercellulargang schliessen nach aussen ein oder mehrere andere Gefässe an. Sie sind an ihrem Lumen, das weiter als dasjenige der benachbarten Zellen ist, kenntlich. In dem

nebenan abgebildeten Falle war nur ein solches Gefäss (*sp*) und zwar ein relativ englumiges, vorhanden. Diese in Ein- oder Mehrzahl vertretenen Gefässe sind, was wir erst durch den Längsschnitt werden constatiren können, schraubenförmig verdickt. Je ein weites Lumen (*m*, *m'*) rechts und links in halber Länge des Bündels fällt uns weiterhin auf. Es sind das zwei Gefässe mit netz- oder tüpfelförmiger, selten schraubenförmiger Verdickung. Oft sieht man in das Lumen dieser grossen Gefässe, als Wandverdickung, einen Ring oder den Theil eines solchen (*m'*) vorspringen. Es ist das der Rest einer Scheidewand, die diaphragmaartig durchbrochen ist. Unter den Zellen, die nach der Bündelmitte zu an die beiden grossen Gefässe grenzen und auch entfernter zwischen ihnen liegen, zeigen einige netzartige Verdickung. Von der anderen Seite grenzen die beiden grossen Gefässe direkt an die Elemente der Scheide. Alle Gefässwände, vornehmlich aber diejenigen der beiden grossen Gefässe, sind gelbbraun durch die Chlorzinkjodlösung gefärbt. An den beiden grossen Gefässen fällt es auf, dass diese Färbung intensiver ist an derjenigen Seite, mit der sie an die Scheide grenzen. Die Elemente zwischen den beiden Bündeln sind etwas dunkler gelb, als die den Intercellularraum umgebenden tingirt.

Der bis jetzt beschriebene Theil des Gefässbündels wird als Holztheil oder Xylem, oder als Gefässtheil, auch als Hadrom bezeichnet. Ich wähle hier, aus praktischen Gründen, die ältere Bezeichnung Holztheil, Xylem. Diese Bezeichnung involvirt somit nicht, wie wir an diesem ersten Beispiel gleich sehen, das Vorhandensein stark verdickter Elemente, auf denen der gewöhnliche Begriff des Holzes basirt. Das nie fehlende Element des Holztheils ist das Gefäss und daher die nach diesem gebildete Bezeichnung morphologisch die rationellste. Die Wahl der Bezeichnung „Holztheil“ vereinfacht aber die Terminologie und gestattet es, die primären Theile des Bündels und den secundären, später zu betrachtenden Zuwachs, mit correspondirenden Namen zu belegen. Für die erste Verständigung glaube ich daher diese ältere Terminologie, nach der viele der noch immer im Gebrauch befindlichen Termini gebildet sind, den Vorzug geben zu müssen. — In dem eben studirten Beispiele wären wir somit in dem Holztheil, dem Xylem, des Gefässbündels, auf die Erstlinge des Holztheils, die Protoxylemelemente, auf Holzparenchym und auf Gefässe gestossen. Im Gegensatz zu Holztheil, müssen wir für den zweiten Theil des Gefässbündels die Bezeichnuug Basttheil, Phloëm, wählen, gegen welchen Namen sich die nämlichen Einwände machen lassen, wie gegen Holztheil. Denn das vorliegende Beispiel wird uns gleich einen Basttheil ohne das, was man für gewöhnlich Bast nennt, vorführen. Da die Siebröhren dem Basttheil nie fehlen, so ist die morphologisch rationellste Bezeichnung für denselben, Siebtheil.[2]) Im Gegensatz zu Hadrom wird der Basttheil aus physiologischen Gründen auch als Leptom bezeichnet. Gefässtheil und Siebtheil bilden zusammen das Gefässbündel. Weil aber der Sieb-

theil einseitig an den Gefässtheil anstösst, so bezeichnen wir diese Gefässbündel als collateral gebaut. Wollen wir die Scheide, die meist zum Grundgewebe gezogen wird, in eine Bezeichnung mit dem Gefässbündel vereinigen, so sprechen wir von Fibrovasalstrang. Die physiologischen Gesichtspunkte, welche eine Trennung des Gefässbündels in Hadrom und Leptom veranlassten, haben zur Wahl des Namens Mestom für das ganze Gefässbündel geführt.[3])

Der Basttheil unseres in Untersuchung befindlichen Gefässbündels nimmt mit Chlorzinkjodlösung meist eine deutlich violette Färbung an; er besteht aus unverholzten Elementen. Da fallen uns Zellen mit weiterem und solche mit engerem Lumen in regelmässiger Anordnung auf. Die ersteren sind Siebröhren (*v*), die letzteren (*s*) die Geleitzellen derselben. Nicht selten trifft der Schnitt die Querwand einer Siebröhre, und diese Querwand zeigt sich siebförmig fein punktirt (Vergl. das Bild). An der Peripherie der bezeichneten Elemente sieht man stets eine Anzahl Zellen mit stark gequollener Wand und fast obliterirtem Lumen (*pr*); es sind das die zuerst entstandenen, ausser Thätigkeit gesetzten Siebröhren und Geleitzellen; sie entsprechen den Erstlingen des Holztheils und werden im Gegensatz zu diesen als Erstlinge des Basttheils, Protophloëmelemente, bezeichnet. Sie nehmen hier mit Chlorzinkjod meist eine bräunliche Färbung an. An diese Zellen grenzen bereits die Zellen der Scheide und zwar zeichnen sich die innersten derselben durch besondere Weitlumigkeit aus. Die Sklerenchymzellen der Scheide gehen durch einige vermittelnde Glieder in das grosszellige, parenchymatische Grundgewebe (*f*) über. Auch die Wände dieser grossen Zellen des Grundgewebes werden im ausgewachsenen Stengel durch die Chlorzinkjodlösung gelb, nur hin und wieder mit einem Anflug in's Violette, gefärbt. Nähern wir uns jetzt der Peripherie des Stengels, so bemerken wir, dass die Gefässbündel hier viel enger zusammengedrängt sind, dass in denselben vor Allem der Intercellulargang schwindet, in einzelnen die Elemente reducirt werden, während an allen die Scheide an Mächtigkeit zunimmt. Seitliche Verschmelzung kleiner Bündel mit grossen ist an diesen Orten häufig zu beobachten und zwar erfolgt der gegenseitige Anschluss seitlich an den Stellen, wo die grossen Gefässe liegen. An die Epidermis des Stengels schliesst ein mehr oder weniger mächtiger Gewebering an, dessen Elemente ebenso wie diejenigen der Bündelscheide aussehen und auch auf Chlorzinkjod entsprechend reagiren. Solche distincte an die Epidermis grenzende Gewebeschichten werden als Hypoderma bezeichnet. Dieses Hypoderma ist nur an den Stellen unterbrochen, wo die Spaltöffnungen liegen. Das Hypoderma sowohl als auch die Scheiden der Gefässbündel haben für Schutz der dünnwandigen Gewebe und für die Festigkeit des ganzen Pflanzentheils zu sorgen, und werden als Elemente des mechanischen Systems,[4]) als Stereïden, die Gewebe, die sie bilden, als mechanische Gewebesysteme, Stereome, zusammengefasst. Da der Stengel biegungsfest gebaut sein soll,

so müssen, den mechanischen Anforderungen gemäss, die Stereome möglichst weit nach der Peripherie rücken. Die gedrängten, peripherischen, an der Holz- wie an der Bastseite mit starken Sklerenchymbelegen versehenen Gefässbündel repräsentiren hier ein System zusammengesetzter „Träger." Die Sklerenchymbelege sind die Gurtungen, die Gefässbündel selbst die Füllungen dieser Träger. Der hypodermale Hohlcylinder aus Sklerenchym verstärkt, wenn auch in diesem Falle nicht eben kräftig entwickelt, die Wirkung. Dieser Hohlcylinder ist mechanisch als eine Verschmelzung zahlreicher, im Kreis gestellter Gurtungen aufzufassen.

Sehr instructiv ist es, einige Querschnitte in Corallin-Soda einzulegen. Alle verholzten Elemente des Gefässbündels und des Grundgewebes färben sich in kurzer Zeit leuchtend corallenroth, die nicht verholzten rosa. Es leuchten somit im Schnitte die Sklerenchymzellen der Scheide, vornehmlich an den beiden Enden des Bündels hervor und auch die Gefässwände sind in ähnlicher Farbe wie die Scheide, doch bräunlicher gefärbt. So wie die Gefässbündelscheide, färbt sich auch der hypodermale Ring. — Eine entsprechende Färbung gelingt auch, in äusserst kurzer Zeit, mit wässriger Methylgrün-Lösung. Die verholzten Elemente färben sich glänzend grünblau, die unverholzten blau. — Umgekehrt sieht man in Alauncarmin (Grenacher'schem Carmin) sich nur die nichtverholzten Elemente färben.[5]) Der Basttheil des Gefässbündels und die dünnwandigen Zellen um den Intercellularraum, grösstentheils auch die zwischen den grossen Gefässen gelegenen Zellen, und so auch die grossen Zellen des Grundgewebes sind schön rosenroth gefärbt, während die Scheiden und die Gefässwände keinen Farbstoff aufgenommen haben, oder doch nur gelblich erscheinen. — Die entgegengesetzten Eigenschaften des Methylgrüns und des Alauncarmins kann man nun benutzen, um ein äusserst elegantes und instructives Präparat herzustellen. Die Doppelfärbung lässt sich am besten erreichen, wenn man das Präparat erst, etwa eine Stunde lang, in Methylgrün und hierauf mehrere Stunden lang in Alauncarmin legt. Die Zeit die für die Färbung nothwendig ist, hängt von der Concentration der Farbstofflösung ab und muss ausprobirt werden. Ist die Doppelfärbung schön gelungen, so erscheinen jetzt die Scheiden, die Gefässe und einige Zellen zwischen den Gefässen schön violett, der Basttheil und die dünnwandigen Elemente des Holztheils rosa. Die an die Scheide stossenden weitlumigen Zellen des Grundgewebes sind ebenfalls rosa, die weiterhin folgenden noch weitlumigeren mit einem Stich in's Violette. In allen Zellen des Grundgewebes treten die (mit Alcohol fixirten) Zellkerne roth gefärbt hervor. Der Ring an der Epidermis erscheint violett. An den nahe der Oberfläche gelegenen Bündeln zeichnen sich in der Scheide meist noch drei Stellen durch grünlich-blaue Färbung aus. Diese Stellen sind an dem Aussenrande des Basttheils, und an den Seiten der grossen Gefässe gelegen, sie zeichnen sich durch besonders starke Verdickung der Wände

aus. — Eine fast momentane Doppelfärbung erhalten wir durch Einlegen der Schnitte in Pikro-Nigrosin oder Pikro-Anilinblau. In Pikro-Nigrosin färben sich alle verholzten Theile gelb, die unverholzten stahlblau und zwar, innerhalb des Gefässbündels, rein stahlblau der Basttheil, schmutzig stahlblau die zwischen den Gefässen liegenden und den Intercellulargang umgebenden Elemente des Holztheils. In Pikro-Anilinblau färben sich die verholzten Theile wie zuvor gelb, die nicht verholzten blau, und zwar der Basttheil heller blau als die eben angeführten Elemente im Holztheile, die nicht ebenso rein wie der Basttheil den Cellulose-Charakter ihrer Wände bewahrt haben. Daher hatten wir ja zuvor schon gefunden, dass diese Elemente im Holztheile sich auch mit Chlorzinkjodlösung nicht mehr violett färben lassen. Die Zellkerne und der plasmatische Zellinhalt nehmen im Pikro-Nigrosin und Pikro-Anilinblau die Färbung des Nigrosins, respective des Anilinblaus an. Von den tingirten Präparaten die wir dargestellt haben, halten die mit Chlorzinkjodlösung behandelten ihre Färbung nur kurze Zeit, so lange nur als das Jod sich nicht verflüchtigt hat. Die Corallin-Präparate zeigten sich in allen bisher angewandten Einschlussmitteln rasch entfärbt. Die Carmin-Methylgrün-Präparate halten sich am längsten in Glycerin-Gelatine, schliesslich pflegt sich die Methylgrün-Färbung zu verlieren. Die Pikro-Nigrosin- und Pikro-Anilinblau-Präparate sind am besten in Glycerin, dem ein wenig Pikro-Nigrosin, respective Pikro-Anilinblau zugesetzt wurde, einzuschliessen.

Jetzt gilt es, einen radialen Längsschnitt durch den Stengel auszuführen. Man begnüge sich nicht mit einem einzigen, da sonst die Chancen zu gering sind, dass ein wirklich median getroffenes Gefässbündel im Präparat vorliege. Ein solches median getroffenes Gefässbündel erkennen wir aber, bei Durchmusterung der Schnitte, daran, dass es den Basttheil und gleichzeitig das in den Intercellulargang hineinragende Ringgefäss zeigt. Wir können am Längsschnitt, falls er in Chlorzinkjodlösung liegt, jetzt leicht eine violette Färbung des Basttheils constatiren und einen violetten Schein erhalten auch die dünnwandigen, den Intercellulargang umgrenzenden Zellen. Die übrigen Elemente sind entsprechend dem, was wir am Querschnitt gesehen, gelb bis gelbbraun gefärbt. Wir ziehen es übrigens vor, hier für das nähere Studium einen Schnitt auszuwählen, den wir in Corallin-Soda zuvor tingirt haben (Fig. 55). Auch hier gilt es vor Allem sich zu orientiren, in welcher Richtung die Stengeloberfläche liegt. Wie beim Querschnitt schreiten wir in unserer Betrachtung vom inneren Rande des Bündels gegen den äusseren vor. Da sehen wir denn, dass an die weiten, im Grundriss annähernd quadratischen Zellen des Grundgewebes engere Grundgewebszellen und an diese dann die engen Zellen der Gefässbündelscheide (*vg*) grenzen. Diese letzteren Elemente, mit Corallin stark tingirt, zeigen bedeutende Streckung, stossen mit queren oder mehr oder weniger geneigten Wänden

aufeinander und sind mit kleinen spaltenförmigen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. In ihrem Innern ist ein sehr reducirter Wandbeleg und je ein kleiner Zellkern zu finden. Wir haben es hier mit gestreckten Sklerenchymzellen zu thun. Auf die Zellen der Scheide folgt der Intercellulargang und wir können feststellen, dass derselbe ohne Unterbrechung der ganzen Länge des Bündels folgt. Er ist umgeben von dünnwandigen Zellen, die weit kürzer als diejenige der Scheide sind, mehr Inhalt führen, mit queren Wänden aufeinander stossen und als Holzparenchym bezeichnet werden können. In den Intercellulargang ragen die meist iso-

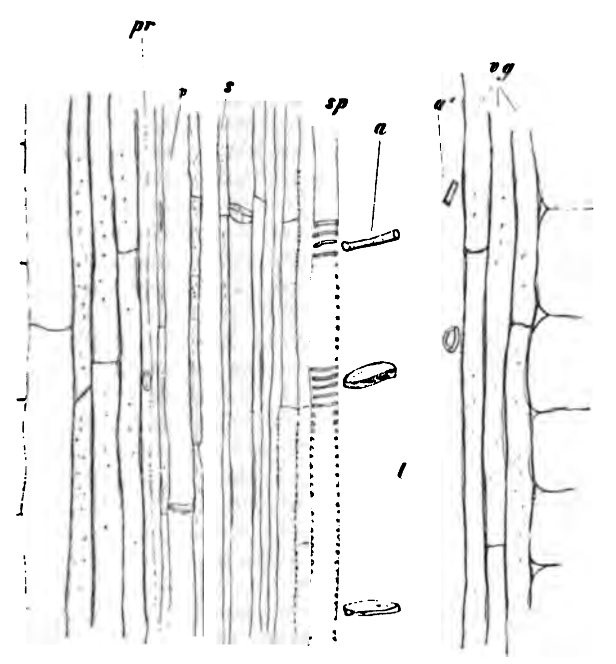


Fig. 55. Langschnitt durch ein Gefässbündel des Stengels von Zea Mais. *a* und *a*¹ Glieder eines Ringgefässes; *sp* Schraubengefäss; *v* Siebröhre; *s* Geleitzellen; *pr* Protoploëm; *l* Luftgang; *vg* Scheide. Vergr. 180.

lirten Ringe hinein; sie sind an der äusseren, das heisst der der Stengeloberfläche näheren Seite des Intercellularraums befestigt. Sie rühren von einem während der Längsstreckung des Internodiums zerrissenen Ringgefässe her. Auch noch andere kleinere, isolirte Ringe sieht man öfters dieser oder jener Seite des Intercellularganges anhaften (*a*). Sie repräsentiren zusammen die Reste der Protoxylemelemente. An die grösseren Ringe stossen nach aussen ein oder mehrere, engere oder weitere Schraubengefässe. In dem oben abgebildeten Falle war nur ein solches und zwar ziemlich enges vorhanden (*sp*). Weiter folgen relativ kurze Holzparenchym-

zellen mit getüpfelten, zum Theil netzförmig verdickten Wänden. Diese Zellen sind etwas stärker verdickt, als es diejenigen am Intercellulargang waren. So gelangen wir zum Basttheile, der in dem Corallin-Präparate kenntlich ist an einigen dicken, rosa gefärbten Querwänden, den „Siebplatten“ der Siebröhren (*v*). Diese Siebplatten sind stark lichtbrechend und die stärkere Vergrösserung zeigt, dass sie von feinen Poren durchsetzt, siebförmig durchbrochen sind und dass an ihnen einseitig, seltener beiderseits, stark lichtbrechender Zellinhalt, ein „Schleimpfropf“, angesammelt ist. In der Peripherie des Basttheils (bei *pr*), wo im Querschnitt die gequollenen Zellwände der Protophloëm-Elemente sichtbar waren, leuchtet auch wohl eine besonders schön rosa gefärbte Querplatte auf. Es ist das eine mit Callusbeleg bedeckte Siebplatte, deren Bau wir übrigens an anderen günstigeren Objekten später noch studiren wollen. Neben den Siebröhren zeichnen sich die Geleitzellen (*s*) aus. Sie sind schmäler und kürzer als die Siebröhren und führen ausser anderem, reichlichem Inhalt, auch einen leicht sichtbaren Zellkern, nach dem wir vergeblich in den Siebröhren suchen. Zellen der Scheide grenzen wieder das Gefässbündel ab. Ihre Querwände sind hier zum Theil so stark geneigt, dass wir von Sklerenchymfasern sprechen können. Die innersten Scheidenzellen haben, wie uns schon der Querschnitt zeigte, ein relativ weites Lumen. — Stärkekörner waren in den Zellen des Gefässbündels nicht zu finden, sie fehlen hier aber auch in den Zellen des Grundgewebes. Alle Zellen des Gefässbündels und des Grundgewebes, mit Ausnahme der Gefässzellen und der Siebröhren, führen Zellkerne. — Es ist klar, dass ein solcher medianer Längsschnitt des Bündels, wie der eben beschriebene, keines der beiden grossen Gefässe zeigen kann. Wohl scheint ein solches vielleicht bei tieferer Einstellung durch, ist dann aber nicht deutlich zu sehen. Um den Längsschnitt eines der grossen Gefässe zu studiren, suchen wir uns daher einen Schnitt aus, der das Gefässbündel seitlich traf. Hier sehen wir dann, dass das grosse Gefäss schräg getüpfelt, seltener schraubenförmig verdickt ist. In den getüpfelten Gefässen bilden die verdickten Stellen ein Netzwerk. Die Tüpfel erweitern sich aus ihrem Grunde, sind aber doch nur einseitig behöft, indem die entsprechenden Tüpfel der angrenzenden Holzparenchymzellen eines Hofes entbehren. Auch sind jene Zellen weit schwächer als die Gefässe verdickt. Die Diaphragmen der grossen Gefässe fallen an den Längsschnitten sehr in die Augen. Sie stellen einen doppelt zusammengesetzten Ring dar, der übrigens nur bis zu geringer Tiefe in das Lumen des Gefässes vorspringt. Diese Ringe sind durch Verdickung der Aussenränder der Querwände entstanden, deren innerer unverdickter Theil hierauf aufgelöst wurde. So können wir aus der Zahl der Diaphragmen auf die Zahl und Grösse der Zellen, aus denen das Gefäss entstanden ist, einen Schluss ziehen. Den Diaphragmen entsprechend, zeigt das Gefäss an der Aussenseite schwache Einschnürungen.

Die Stelle des Stengels von Zea Mais, falls diese Pflanze nicht zur Verfügung steht, kann mit sehr ähnlichem Erfolge der Stengel von Avena sativa oder einer andern Graminee vertreten.

Hierauf führen wir einige Quer- und Längsschnitte durch ein völlig ausgewachsenes, in Alcohol aufbewahrtes Blatt von Iris florentina aus. Wir geben auch hier dem Alcohol-Material den Vorzug, weil es leichter gute Schnitte gewährt, keine Luft enthält und ausserdem uns den Zellinhalt fixirt vorführt, so dass wir uns auch über letzteren leicht orientiren können. Wir erleichtern uns das Schneiden, indem wir das Material zuvor in einem Gemisch von Alcohol und Glycerin liegen lassen.

Einen Theil der Schnitte untersuchen wir gleich in Wasser, einen andern Theil bringen wir in einen Tropfen Chlorzinkjodlösung auf den Objectträger, noch andere behandeln wir in Uhrgläschen mit Corallin-Soda, mit Beale'schem Carmin, oder mit Salzsäure-Carmin. In den Carminlösungen müssen die Schnitte mindestens 12 Stunden liegen, dann werden sie ganz kurze Zeit mit Methylgrün tractirt.

Besonders hübsche Resultate geben die mit Beale'schem oder Salzsäure-Carmin, hierauf mit Methylgrün tingirten Schnitte. Der Inhalt der Zellen hat Carmin aufgenommen, welches als Beale'sches und Salzsäure-Carmin die Zellwände nicht färbt; andererseits sind die verholzten Wände mit Methylgrün grün tingirt worden. Grün gefärbt erscheinen danach mindestens die Gefässe, gewöhnlich auch noch die äussern, oder alle an den Basttheil stossenden Elemente der Scheide. Ausserdem fällt uns auch stets eine Gruppe von Elementen mit gequollenen Wänden, die Protophloëmelemente, in der äusseren Region der Basttheile durch ihre Blaufärbung auf. — Wir wollen somit gleich mit dem Studium eines solchen Präparates beginnen, nach welchem auch die Fig. 56 entworfen ist. In letzterer sind alle diejenigen Zellen, die besonders reich an Inhalt waren und die uns daher durch ihre Rothfärbung auffielen, im Innern ausschattirt. Die blau gefärbten Wände der Gefässe sind andererseits im Bilde dunkler gehalten, während wir die ebenfalls blau gefärbte Gruppe der Protophloëmelemente hell gelassen haben. Die an den Basttheil grenzenden verdickten Elemente des Grundgewebes waren, da der Schnitt der Basis des Blattes entstammte, noch unverholzt und blieben daher ungefärbt. — Wir schreiten mit der Beobachtung von dem Holztheile gegen den Basttheil, also von der nach innen gekehrten Oberseite des Blattes, gegen die nach aussen gekehrte Unterseite vor. Wir stellen zunächst fest, dass die Zahl der Gefässe im Holztheil ziemlich gross ist und dass deren Weite gegen den Basttheil abnimmt. Die Gefässe stossen entweder direct an einander, oder sie sind getrennt durch schwach verdickte, relativ englumige, inhaltsreiche Holzparenchymzellen. Solche Zellen umgeben die Gefässe auch an den Flanken des Bündels und trennen sie vom Grundgewebe. An dem inneren Rande des Holztheils sind stets einige zerquetschte Ele-

mente, Protoxylemelemente (*ss*) zu sehen, deren Wände wie diejenigen der Gefässe gefärbt sind. Der Basttheil zeigt wiederum eine Abwechslung grösserer und kleinerer Zellen, doch ist der Gegensatz hier nicht so auffallend und die Regelmässigkeit der Anordnung nicht so gross wie bei Zea. Die weitlumigeren Zellen sind die Siebröhren, die durch reichen Inhalt ausgezeichneten kleineren die Geleitzellen. In der äusseren Region des Basttheils liegen die schon erwähnten, mit mehr oder weniger deutlich blau gefärbten und gequollenen Wänden versehenen, ausser Function gesetzten Protophloëmelemente (*pr*). Dieser äussere Basttheil wird umfasst von dem stark verdickten Sklerenchym der Scheide, das mit einem mehr oder weniger mächtigen Strange das Gefässbündel stützt. Um den übrigen Theil des Gefässbündels fehlt eine deutlich abgesetzte Scheide, doch ist zu constatiren, dass die dem Gefässbündel nächsten Zellen des Grundgewebes kleiner sind und dass sie lückenlos an einander schliessen. An den Flanken des Bündels sind diese kleinen Zellen vorwiegend nur in einer Schicht vertreten, hingegen in mehreren Schichten an dem innern Rande des Gefässtheils; hier färbt sich auch wohl die Wand einiger dieser Zellen blau. Der Uebergang zu den grösseren Zellen des Grundgewebes, welche lufthaltige Intercellularräume zwischen sich führen, ist durch Zwischenformen vermittelt.

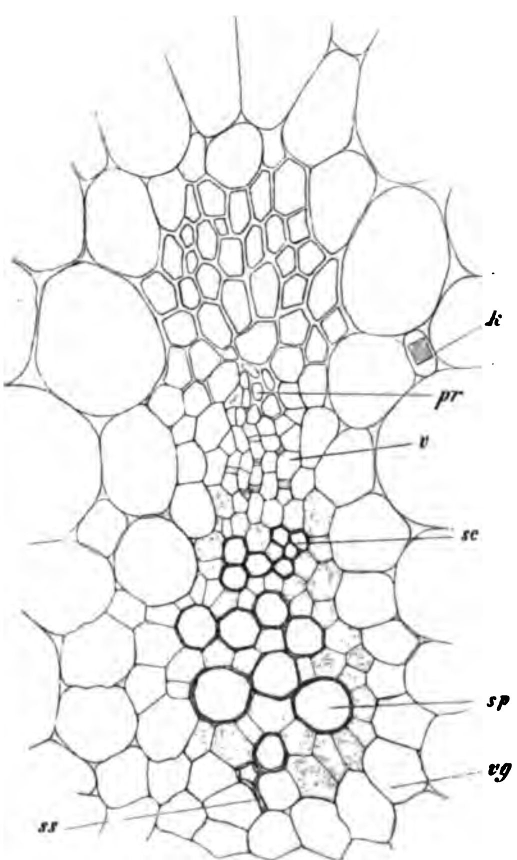


Fig. 56. Gefässbündelquerschnitt aus dem Blatte von Iris florentina. Dunkelcontourirt die Gefässe; im Innern auschattirt die inhaltreichen Zellen im Bündel. *ss* zerquetschte Schraubengefässe; *sp* weitere Schraubengefässe; *sc* Treppengefässe; *v* Siebröhren, zwischen denselben die engeren Geleitzellen; *pr* zerquetschte Protophloëmelemente; *vg* Scheide mit wellig gebogenen radialen Wänden; *k* Querschnitt durch ein Krystall. Vergr. 240.

Bei Durchmusterung des Gewebes in der Nähe des Gefässbündels muss es uns auffallen, dass kleine, einzeln zwischen den grossen vertheilte Zellen, einen stark lichtbrechenden Krystall (Fig. 56 *k*) führen. Derselbe präsentirt sich uns hier im Querschnitt oder in Scheitelansicht, wir werden uns über seine Gestalt auf Längsschnitten leichter orientiren können.

Wo die sklerenchymatischen Elemente an dem Basttheil des Bündels stark verdickt und verholzt sind, fallen sie auch an den in Wasser untersuchten Alcoholpräparaten durch ihre starke Lichtbrechung auf; dann nehmen sie auch das Methylgrün, resp. Corallin begierig auf. Mit letzterem behandelte Schnitte zeigen die sklerenchymatischen verholzten Elemente feuerroth, oder so weit nur schwach verdickt und noch unverholzt leuchtend rosa; die Gefässwände braunroth; die übrigen Elemente blass gelbroth. In Methylgrün färbt sich alsbald der ganze Schnitt blaugrün, wenn auch in anderer Nuance, als die verholzten Elemente; will man letztere allein tingiren, so muss der richtige Zeitpunkt der Tinction sorgfältig abgepasst werden. — In Chlorzinkjodlösung haben die grossen Zellen des Grundgewebes sich violett gefärbt und, falls wir den Schnitt dem oberen Theile eines ausgewachsenen Blattes entnommen haben, somit die sklerenchymatischen Elemente an der Bastseite des Bündels stark verdickt und verholzt waren, diese rothbraun. Die Gefässe werden gelbbraun und ebenso auch die an den inneren Rand der Bündel grenzenden, dünnwandigen Elemente der Scheide; eine ähnliche Farbe zeigt auch das Holzparenchym zwischen und um die Gefässe, während die Zellen im Basttheil eine deutlich violette Färbung ihrer, etwas gequollenen Wände verrathen. Der Inhalt der Zellen im Basttheil wird braunroth und verdeckt daher bei dickeren Schnitten mehr oder weniger vollständig die Färbung der Wände. Falls die Sklerenchymzellen der Scheide noch in dem unverholzten Zustande, wo sie das Corallin nur rosa färbt, sich befinden, so werden sie in Chlorzinkjod violett. Trifft man Mittelstufen, so färben sich die äusseren Sklerenchymzellen rothbraun, die inneren violett.

Zur Controlle über die bis jetzt gewonnenen Resultate stellen wir auch noch einige Querschnitte durch ein frisches Blatt her. Wir constatiren jetzt, dass die grossen Zellen des Grundgewebes in den äusseren Theilen des Blattes Chlorophyllkörner führen, die zu den Gefässbündelscheiden zählenden Zellen der Chlorophyllkörner aber entbehren. An den frischen Präparaten führen die Gefässe Luft, daher die Bilder weniger klar, als an Alcoholpräparaten sind. Dahingegen fällt uns an frischen Präparaten eine Erscheinung auf, die wir an den Alcoholpräparaten leicht übersehen konnten, nämlich, dass die erste Schicht der Scheidenzellen, die an den Holztheil des Gefässbündels grenzt, an den radial gestellten Wänden wie mit einem dunklen, breiten Tüpfel versehen ist. Sehen wir unsere mit Alcohol fixirten und dann tingirten Präparate jetzt nochmals auf diese Erscheinung hin an, so erkennen wir,

dass an den in Frage stehenden Zellen (vgl. Fig. 56) die radiale Wand oft einseitig vorgewölbt ist. Bewegen wir die Schraube, so rückt die Wölbung von der einen Seite der Wand gegen die andere hinüber und herüber. Der vorgewölbte Wandtheil bildet somit ein wellenförmig hin und her gebogenes Band. Wir werden einem ähnlichen, doch schärfer ausgeprägten Verhalten wiederholt noch in Scheiden begegnen und wollen daher bei diesem Falle nicht länger verweilen.

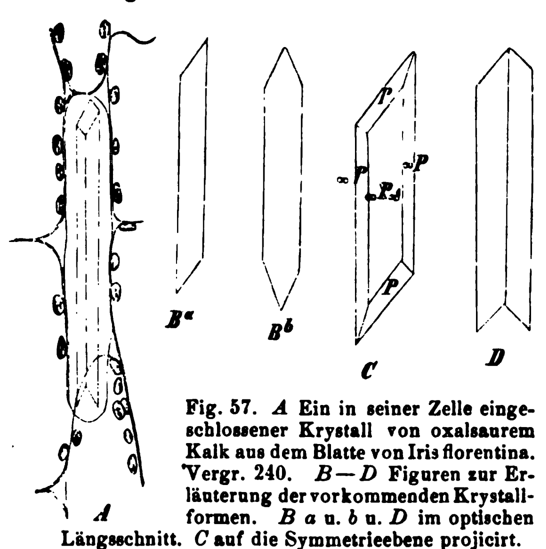


Fig. 57. *A* Ein in seiner Zelle eingeschlossener Krystall von oxalsaurem Kalk aus dem Blatte von Iris florentina. Vergr. 240. *B—D* Figuren zur Erläuterung der vorkommenden Krystallformen. *B a* u. *b* u. *D* im optischen Längsschnitt. *C* auf die Symmetrieebene projicirt.

Ein Längschnitt durch das Blatt, der median ein Gefässbündel traf, zeigt uns am innern Rande dieses Gefässbündels stark gedehnte, zum Theil zerquetschte Schraubengefässe, die wir bereits im Querschnitt bei *ss* sahen und als Protoxylemelemente, das heisst als die zuerst angelegten Elemente des Holztheils bezeichneten. Es folgen weitere enger gewundene Schraubengefässe, dann wieder englumige Treppengefässe. Im Basttheil zeichnen sich nur an Corallinpräparaten die Siebplatten deutlich aus. Weiter nach aussen fallen durch ihre starke Verdickung, bedeutende Länge und Zuspitzung die Sklerenchymfasern auf.

Die Krystalle zeigen sich, da sie parallel zur Längsaxe des Blattes liegen, auf Längsschnitten in Profilansicht (Fig. 57 *A—D*). Sie liegen in langgestreckten Grundgewebezellen, welche nur wenig grösser als der Krystall selbst sind. Diese Zellen führen kein Chlorophyll, während die benachbarten Zellen meist chlorophyllhaltig sind. Die in Frage stehenden Krystalle lösen sich ohne Gasentwicklung leicht in Salzsäure auf, woraus wir bereits schliessen, dass sie aus oxalsaurem Kalk bestehen. Alle die hier vorkommenden Krystalle haben langprismatische Ausbildung.

Im optischen Längsschnitt zeigen diese Krystalle dreierlei Gestalt.[*]) Die einen besitzen eine einseitige schräge Zuspitzung an beiden Enden (*Ba*), die andern zeigen an beiden Enden eine zweiseitige Zuspitzung (*Bb*). Beides sind einfache Krystalle von monoklinem Charakter, sie entsprechen der Combination: $- P . \infty \bar{P} \infty \cdot \infty P.$ die in *C* auf die Symmetrieebene projicirt, dargestellt ist. Andere und zwar die meisten unter den beobachteten Krystallen erweisen sich endlich als Zwillinge. Dieselben zeigen den Typus

der Gypszwillinge (*D*). An dem einen Ende erscheint ein schwalbenschwanzartig einspringender Winkel von 70—72°, an dem andern Ende der entsprechend ausspringende Winkel. Im polarisirten Lichte tritt die Zwillingsgrenze parallel der Verticalaxe deutlich hervor. Es sind Zwillinge nach dem Gesetz: Zwillingsebene das Orthopinakoid.

Mit Corallin wird der Inhalt der die Krystalle führenden Zellen nicht gefärbt.

Anmerkungen zum VIII. Pensum.

[1]) Zu den Gefässbündeln überhaupt vergl. de Bary, Vergl. Anatomie 1877, namentlich Cap. VIII, dort auch die ganze ältere Literatur. Zahlreiche später erschienene, auf die Morphologie der Gefässbündel gerichtete Untersuchungen, haben eine zusammenhängende Behandlung seitdem nicht erfahren. Dies ist hingegen zu Theil geworden den physiologisch anatomischen Arbeiten, welche ein physiologisches Verständniss der morphologischen Thatsachen erstreben, durch G. Haberlandt, in Encyklopädie der Naturwissenschaften, Handbuch der Botanik, Bd. II, p. 593.

[2]) Die Bezeichnungen Gefässtheil und Siebtheil durch de Bary eingeführt. Vergl. Anat. p. 330.

[3]) Vergl. Haberlandt, die Entwickelungsgeschichte des mech. Gewebesystems der Pflanzen.

[4]) Schwendener, das mechan. Princip im anat. Bau der Monocotylen.

[5]) Vergl. Tangl, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XII. p. 170.

[6]) Nach gefälliger Bestimmung von Prof. A. v. Lasaulx.

IX. Pensum.

Nachdem wir uns über den Bau typischer monocotyler Bündel orientirt haben, wollen wir eine etwas abweichende Form derselben in Untersuchung nehmen. Wir stellen zu diesem Zwecke zunächst einen Querschnitt her durch den Blattstiel einer Palme, **Chamaerops humilis**. An dem in Wasser untersuchten Schnitte fällt uns sofort auf, dass der Basttheil in zwei neben einander liegende ovale Partien getrennt ist. Es ist das eine Eigenthümlichkeit dieser Palme, welche andere Palmen nicht theilen. Die Scheide zeigt ausserordentlich starke Entwicklung. Ihre Zellen sind es auch, die bis an den Holztheil vordringen und den Basttheil in zwei Hälften trennen. Die Scheide wird um so stärker, je mehr wir uns der Blattstielunterseite nähern. Namentlich findet der Zuwachs an Mächtigkeit an der Basttheilseite des Bündels statt. Die Elemente der Scheide sind stark verdickt, noch stärker an der Basttheil- als an der Holztheilseite. Die Wände ihrer Zellen erscheinen weiss, stark lichtbrechend, wodurch die ganze Gewebemasse sehr in die Augen springt. Zu den beiden Seiten des Bündels ist die Schutzscheide an einer schmalen Stelle unterbrochen, hier stossen die stärkereichen Elemente des die Scheide umgebenden Grundgewebes an die inneren Theile des Gefässbündels. Sie treffen auf die Grenze zwischen Holz- und Basttheil. Doch zeichnen sich diese stärkeführenden Zellen, durch ihre geringere Grösse, ihre lückenlose Vereinigung und stärkere Wandverdickung, vor den anderen stärkeführenden Zellen des Grundgewebes aus. Die beiden Basttheile zeigen deutlich die Abwechselung der weiteren, scheinbar inhaltlosen Siebröhren und der engeren, inhaltreichen Geleitzellen. Im Holztheil fallen die grösseren Gefässe durch die Weite ihrer Lumina ohne Weiteres auf; zwischen und um die Gefässe liegt mehr oder weniger stark verdicktes Holzparenchym mit netzförmigen oder getüpfelten Wänden. In den weiten Gefässen hat der Schnitt öfters eine nur wenig gegen die Verticale geneigte Scheidewand getroffen, die treppenförmig durchbrochen zu sein scheint. — Nach Zusatz von Chlorzinkjod nimmt der Schnitt, in Folge der zahlreichen im Grundgewebe vorhandenen Stärkekörner, schon für das unbewaffnete Auge eine blaue

Färbung an. Die Wände der Stärke führenden Grundgewebezellen selbst färben sich gelbbraun; mehr rotbraun die Elemente der Scheide und der ganze Holztheil des Bündels. In den Elementen der Scheide auf der Holzseite nimmt wohl eine innerste Verdickungsschicht auch violette Färbung an. Schön violett färbt sich der in zwei Hälften zerlegte Basttheil. Stärke ist in den Elementen dieses Gefässbündels eben so wenig als in den Bündeln der bisher untersuchten Monocotylen vorhanden, doch sieht man oft beim Präpariren hineingebrachte Stärkekörner im Gefässbündel liegen. An den mit Chlorzinkjodlösung gefärbten Bündeln ist es erst recht unmöglich, zu entscheiden, wo die Elemente der Scheide zwischen den Basttheilhälften aufhören. Sehr schön sehen die Corallin-Präparate aus mit den leuchtend rosa- bis feuerroth gefärbten Scheiden. Die Färbung des Gefässtheils geht mehr in's Bräunliche und ist weniger glänzend, die Färbung im Basttheil mehr in's Gelbliche und ist ohne Glanz. Die Wände des Stärkeführenden Grundgewebes, auch die Stärkekörner, erscheinen rosa.

An den ungefärbten wie den gefärbten Querschnitten bietet noch ein besonderes Interesse das Studium der Randbündel. Sowohl an der Oberseite wie auch an der Unterseite des Blattstiels, erfahren die Elemente des Gefässbündels eine Reduction, während gleichzeitig die Mächtigkeit der Scheide zunimmt. Wir sehen kräftige Stränge aus sklerenchymatischen Elementen, welche in ihrem Innern, excentrisch, und zwar gegen die Blattstielmitte zu, einen kleinen, einfachen, sehr reducirten Strang von Bastelementen und, anschliessend, einen ebenso reducirten, relativ englumigen Strang von Holzelementen enthalten. Der Basttheil ist im ganzen Umkreis des Blattstiels der Oberfläche, der Holztheil dem Inneren zugekehrt. Zwischen diesen Strängen liegen, noch weiter nach aussen, solche, die nur noch aus Sklerenchym bestehen.

Wir studiren den Längsschnitt am besten gleich wieder an Corallin-Präparaten. Zunächst constatiren wir, dass die Höhe der Zellen im stärkeführenden Grundgewebe die Breite nicht übersteigt. Weiter finden wir, dass die sklerenchymatischen Elemente der Scheide sehr bedeutende Länge besitzen, mit queren oder geneigten Wänden auf einander stossen. Ihre Tüpfel sind spärlich und klein. Von den breiten Grundgewebezellen trennt sie nur eine bis zwei Schichten schmalerer und längerer, noch Stärke führender Zellen. Im Holztheil sehen wir enge Ring- und Schraubengefässe und noch weitere Treppengefässe oft mit Uebergängen zur Netzform. Die Scheidewände dieser Gefässe sind sehr stark geneigt und präsentiren sich in der Frontansicht wie eine Leiter, während das Profil nur die Durchschnitte der Sprossen zeigt. Jede Sprosse ist aus zwei nach ihrer Contactfläche zu sich verschmälernden Leisten gebildet. Die Holzparenchymzellen zwischen den Gefässen sind gestreckt, mit queren oder schrägen Scheidewänden versehen, reich getüpfelt. In der Peripherie der Basttheile fällt an den Siebplatten oft ein starker, rosa gefärbter Callusbeleg auf. — Wir stellen

jetzt definitiv fest, dass die Elemente, welche den Basttheil in zwei Hälften trennen, der Schutzscheide angehören, sie zeigen dieselbe Länge und dieselbe Wandverdickung. Um die feineren Structurverhältnisse zu verfolgen, setzt man den Schnitten mit Vortheil etwas Kalilauge hinzu, wodurch sie durchsichtiger werden. Die Corallin-Präparate vertragen die Kalibehandlung, ohne sich in den verholzten Theilen zu entfärben, nur erscheinen alle diese Theile jetzt rosenroth gefärbt und gequollen. Die unverholzten Elemente haben sich alle entfärbt.

Weiterhin untersuchen wir den Blüthenschaft von Butomus umbellatus. Das Grundgewebe besteht hier aus rundlichen, dünnwandigen Zellen, die einschichtige Gewebeplatten um Luftgänge bilden, welche den Stengel parallel zu dessen Längsaxe durchziehen. Der Querschnitt zeigt uns somit das ganze Stengelinnere in polygonale Räume abgetheilt. Nur um die Gefässbündel schliessen die dünnwandigen Zellen in einer bis zwei Schichten lückenlos zusammen. Mit Chlorzinkjod werden alle diese Zellen schmutzig violett gefärbt. Das Gefässbündel ist unmittelbar umschlossen von einer bis zwei Lagen englumiger, stärker verdickter, sich rothbraun färbender Elemente, dieselben bilden die Scheide. In dem Holztheile des Bündels liegt ein weiter Intercellulargang, der vor einer Schicht dünnwandiger Zellen umrahmt wird. Etwas engere Zellen folgen gegen den Basttheil und zwischen ihnen, in halber Länge des Bündels, einige engere, dann rechts und links von diesen weitere Gefässe. Letztere umfassen den Basttheil, der relativ stark entwickelt ist. Alle die dünnwandigen Elemente des Bündels färben sich schliesslich schmutzig violett, die Gefässwände rothbraun. In den kleineren Bündeln der Stengeloberfläche sind die Elemente ausserordentlich reducirt, sie schliessen mit ihren Scheiden an einen fortlaufenden Ring sklerotischer Elemente an. Letztere stimmen in ihrem Bau und Reaction mit den Scheidenelementen überein. In der Peripherie des Stengels schwinden auch die Luftgänge des Grundgewebes. Auf dem Längsschnitt stellt man fest, dass die Luftgänge des Grundgewebes von Zeit zu Zeit durch quere oder schräge, einschichtige, aus rundlichen Zellen bestehende Diaphragmen geschlossen werden. Die Ansicht des Gefässbündels bietet uns bereits Bekanntes, so dass wir uns leicht werden in derselben zurechtfinden können.

Ein monocotyles Gefässbündel, das einer besonders abgesetzten und verdickten Scheide durchaus entbehrt, tritt uns im Stengel der Gartentulpe (Tulipa gesneriana) entgegen. Ein mit Corallin gefärbter Querschnitt zeigt uns im Gefässbündel eine Gruppe von Gefässen mit rothbraunen Wänden. Diese Gefässe bilden annähernd ein V, dessen Basis aus kleineren, die Schenkelenden aus den grössten Gefässen bestehen. Im Umkreis der Gefässe und zwischen denselben liegen dünnwandige Holzparenchymzellen, welche an der Grenze zwischen dem Holztheil und dem Basttheil besonders weite Lumina haben. Der leuchtend rosa gefärbte Basttheil zeigt, wie gewöhnlich, die weiteren und engeren Zellen und

sehr häufig die noch dunkler rosa gefärbten Siebplatten. Nicht selten nehmen letztere auch eine Seitenwand ein. Das ganze Bündel wird von dünnwandigen, eng an einander schliessenden Grundgewebezellen umgeben.

Neue und wichtige Erscheinungen treten uns an den Dracaenen entgegen, bei welchen wir das, nur auf jene, die Aloineen und die Dioscoreaceen beschränkte, durch Vermittlung einer Cambiumzone erfolgende Dickenwachsthum der Monocotylen studiren können. Wir wählen als günstigstes Untersuchungsobject die von jedem Handelsgärtner cultivirte Cordyline, die in den Gärten als **Dracaena rubra** geführt wird. Die Pflanze muss freilich dem Zweck der Untersuchung geopfert werden. Betrachten wir zunächst das quer durchschnittene Stämmchen mit dem blossen Auge, so fällt uns, nach innen von der braunen Korkschicht, die grüne, etwa 1 *mm.* dicke, weiche Rinde auf, gegen welche das gelbliche, harte Gewebe des Stammes mit wenig scharfer Grenze absetzt. An dieser Grenze liegt der Cambiumring. In dem gelblichen Gewebe des Stammes zeichnet sich die kreisförmig umschriebene Mitte durch lichtere Färbung aus.

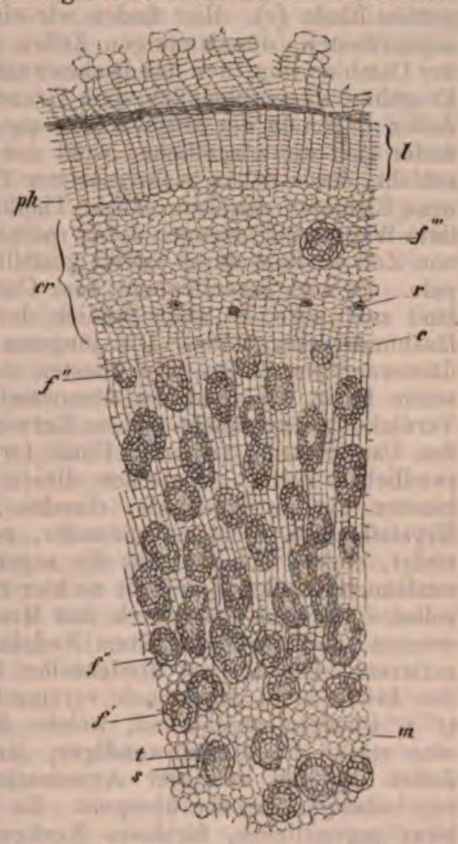


Fig. 58. Cordyline rubra. Querschnitt durch den Stamm. *f* Gefässbündel, und zwar *f'* primäre, *f''* secundäre, *f'''* Blattbündel. *m* unverholzte Grundgewebselemente. *s* verholzte Grundgewebselemente, die Gefässbündel umscheidend. *t* Tracheiden. *c* Cambiumring. *cr* Rinde. *l* Kork. *ph* Korkcambium. *r* Raphidenbündel. Vergr. 30.

Wir unterwerfen den Querschnitt jetzt einer mikroskopischen Untersuchung und zwar bei schwacher Vergrösserung (Fig. 58). Da sehen wir zunächst in den mittleren Theilen des Stammes ein aus rundlichen Zellen gebildetes Grundgewebe (*m*), in welchem isolirte kreisrunde bis elliptische Gefässbündel (*f'*) unregelmässig vertheilt sind. Von einer bestimmten Stelle an (*f''*) werden die Bündel zahlreicher, strecken sich in radialer Richtung und rücken so nahe an einander, dass sie nur noch durch relativ schmale Grund-

gewebsstreifen getrennt erscheinen. In diesen letzteren sind die Zellen stärker verdickt, grob getüpfelt, in der Richtung des Radius mehr oder weniger gestreckt und deutlich in radiale Reihen, von oft geschlängeltem Verlauf, angeordnet. Weiterhin gelangen wir an die Grenze zwischen dem gelblichen Innengewebe und der grünen Rinde (*c*). Hier finden wir eine aus flachen, streng radial angeordneten, dünnwandigen Zellen gebildete Zone. Es ist das der Cambiumring, der das Dickenwachsthum des Stammes besorgt. Er gehört augenscheinlich dem Grundgewebe an. Seine flachsten Zellen liegen in der Mitte seines queren Durchmessers. Hier befindet sich die eigentliche, wohl nur eine Zelllage dicke Initialschicht, deren Zellen in fortgesetzter Theilung begriffen, nach innen neue Elemente abgeben. Diese Theilungen erfolgen durch tangentiale Wände und erzeugen daher radial orientirte Zellreihen, die sich von Zeit zu Zeit durch radial gestellte Wände tangential verdoppeln. In dem jugendlichen, vom Cambiumring erzeugten Gewebe sind zahlreiche, in allen Stadien der Entwicklung begriffene Gefässbündel eingebettet. Die jüngsten bestehen aus einer Gruppe dünnwandiger Zellen, die ältesten sind an ihrem inneren Rande schon fertig, während der dünnwandige Aussenrand noch in den Verdickungsring taucht und in Entwicklung begriffen ist. Die auf den Cambiumring folgende Rinde (*cr*) besteht wie das Mark aus rundlichen Zellen. Zwischen diesen fallen, vornehmlich in den inneren Theilen der Rinde, einzelne Zellen auf, in welchen feine Krystallnadeln dicht an einander, zu je einem Bündel (*r*) vereinigt, liegen. Es sind das die sogenannten Raphidenbündel, aus oxalsaurem Kalk. Man sieht sie hier von oben. Einzelne Raphidenzellen sind wohl stets durch das Messer beim Schneiden geöffnet worden, und liegen die feinen Nadeln daher oft über dem Schnitt zerstreut. Die übrigen Rindenzellen führen Chlorophyllkörner. In der Rinde sieht man auch vereinzelte runde Bündelquerschnitte (*f'''*), Bündeln zugehörend, welche die Blätter versorgten. Folgt eine starke Lage dünnwandiger, farbloser, radial angeordneter Zellen (*l*), die an ihrer Aussenseite in ein braunes, weniger regelmässiges Gewebe übergeht. Es ist das die Korkschicht und zwar jugendliches, farbloses Korkgewebe in den inneren, altes unregelmässig gestrecktes und gebräuntes Korkgewebe in den äusseren Theilen.

Die radial gestellten Korkzellreihen stossen direct an die chlorophyllhaltigen Rindenzellen. Die innerste Zelle jeder solchen Reihe ist etwas nach innen vorgewölbt. Die vorletzte flache Zelle jeder Reihe ist es aber, die durch tangentiale Scheidewände fort und fort sich theilt und die somit als Korkcambiumzelle bezeichnet werden muss. Diese Korkmutterzellen bilden zusammen das Korkcambium oder Phellogen (*ph*). Die Korkzellwände nehmen bald einen bräunlichen Ton an, doch erst die Wände der fünfzehnten oder noch entfernteren Zelle sind dunkelbraun gefärbt. Innerhalb der stark gebräunten Zellen fällt auch wohl eine schmale

Zone besonders flacher Zellen auf, auf diese folgen wieder tiefere Zellen, so dass hieraus zu ersehen ist, dass von Zeit zu Zeit eine Lage flacher Korkzellen zwischen die tieferen eingeschaltet wird. Haben wir ein nicht zu altes Stämmchen in Untersuchung genommen, so finden wir ausserhalb der Korkschicht, durch diese von den lebenden Geweben des Stämmchens getrennt, abgestorbene und gebräunte primäre Rindenzellen, eventuell noch von der ebenfalls abgestorbenen Epidermis überzogen.

Wir behandeln die Querschnitte jetzt mit Chlorzinkjodlösung, welche, namentlich bei längerer Einwirkung, ganz prachtvolle Bilder uns giebt. Die rundlichen Grundgewebselemente des Stamminnern haben sich schön violett gefärbt und zahlreiche Tüpfel sind als weisse Flecke jetzt an ihnen sichtbar geworden. In den gegen einander isolirten Gefässbündeln fällt uns vor Allem eine etwas excentrisch gelegene Gruppe violett gefärbter Elemente auf: es ist das der Basttheil. Nach innen stossen an denselben stärker verdickte, weitlumigere Zellen, welche zum Theil Gefässe, zum Theil Holzparenchym sind. Sie erscheinen gelbbraun gefärbt. Nach aussen und an den Seiten wird der Basttheil umfasst von noch weiteren und noch stärker verdickten Elementen, die eine einfache bis doppelte Schicht bilden und sich etwas mehr rothbraun tingirten. Diese Zellen haben behöfte Tüpfel, führen Luft oder Wasser und sind echte Tracheïden. Das Aussehen erinnert denn auch an dasjenige der Coniferen-Tracheïden. Sie gehören mit den Gefässen und dem Holzparenchym zum Holztheil des Bündels, der hier somit den Basttheil vollständig umschliesst. Schon an den ungefärbten, in Wasser liegenden Schnitten mussten uns diese Tracheïden durch die weisse Färbung ihrer Wände und die scharfe Zeichnung ihrer primären Wände auffallen. Das Gefässbündel ist umgeben von einer ein- bis mehrfachen Schicht von Grundgewebszellen, die sich mit Chlorzinkjodlösung gelbbraun färben und hierdurch wie auch durch ihr engeres Lumen von den übrigen violett gefärbten Zellen des Grundgewebes unterscheiden. Alle diese Grundgewebselemente sind mit zahlreichen flachen Tüpfeln versehen. Schon zwischen den Gefässe führenden Gefässbündeln, jedenfalls aber weiter nach aussen, zeigt uns der Querschnitt solche Gefässbündel, deren Tracheïden an der Innenseite des Basttheils zusammengreifen, Gefässe und Holzparenchym hier allmählich verdrängen und schliesslich allein den Basttheil umfassen. Das Gefässbündel besteht dann nur noch aus dem Basttheil und den Tracheïden. — Begeben wir uns jetzt nach dem secundär erzeugten Gewebe, so sehen wir in diesem ausschliesslich nur noch solche aus violetten Basttheilelementen und rothbraunen Tracheïden gebildete Gefässbündel. Die Mächtigkeit dieser Tracheïden hat zugenommen, der Basttheil ist sehr eingeschränkt worden. Alles zwischen diesen Gefässbündeln liegende Grundgewebe färbt sich jetzt gelbbraun. Diese Grundgewebselemente sind, wie schon erwähnt worden, radial gestreckt und in entsprechende Reihen angeordnet. Vielfache seitliche Ver-

schmelzungen der Gefässbündel liegen vor. Die Zellen des Cambiumringes sind im Reagens stark gequollen, schön violett gefärbt. Hellere Flecke im Cambiumring bilden die noch stärker gequollenen und schwächer tingirten Anlagen der Gefässbündel. Die durch den Cambiumring erzeugten Elemente kommen nur den innern Gewebstheilen, nicht der Rinde zu Gute. Die abgerundeten Zellen der Rinde sind auch violett tingirt, die Korkzellen hingegen gelbbraun; nur die innerste nach innen vorgewölbte Korkmutterzelle zeigt violette Wandungen. — Ganz ausserordentlich instructiv und schön sind auch die Corallin-Präparate. Sie färben die Tracheïden leuchtend roth, während die Gefässe etwas bräunlicher erscheinen; matt corallenroth die verholzten Zellen des Grundgewebes, diejenigen, die sich mit Chlorzinkjod gelbbraun tingirten; blass rosa das unverholzte Grundgewebe. Die Verdrängung der Gefässe und des Holzparenchyms durch die Tracheïden ist leicht zu constatiren. Legen wir ein Corallin-Präparat in Kalilauge, so werden das unverholzte Grundgewebe des Stammes, der Cambiumring, die Rinde und die Basttheile sofort entfärbt, die Tracheïden, das verholzte Grundgewebe und auch die Gefässe halten hingegen den Farbstoff fest. Dabei zeigen die Tracheïden eine starke Quellung und erscheinen noch glänzender gefärbt wie zuvor. Das Korkgewebe nimmt allmählich die Kali-Reaction an, d. h. es färbt sich gelb. — Aehnliche Effecte wie mit Corallin lassen sich hier auch durch wässriges Safranin erreichen und die Präparate dann in Gelatine-Glycerin unverändert aufbewahren. — Sehr instructiv sind ausserdem die Doppelfärbungen mit Pikrin-Anilinblau. Die Tracheïden erscheinen gelb, die Gefässe schwarz, die übrigen Elemente blau. Zwar nehmen auch die Wände der verholzten Grundgewebszellen gelbe Färbung an, diese wird aber theilweise verdeckt durch den sich blau färbenden, protoplasmatischen Wandbeleg. Besonders dunkel blau gefärbt erscheint der Cambiumring und die Rinde, etwas heller der junge Kork; der ältere Kork bleibt braun.

Wir führen auch eine Anzahl radialer Längsschnitte aus und können schon an den in Wasser gelegten constatiren, dass die Gefässbündel des Stamminneren Schrauben- und Treppengefässe und dazwischen langestreckte, unbehöft getüpfelte Holzparenchymzellen führen. Die Tracheïden sind, wie wir jetzt leicht feststellen, langgestreckt, an den Enden zugeschärft und greifen kammartig in einander. Die Hoftüpfel derselben münden in das Zelllumen mit engem, schräg aufsteigenden Spalt, und da die Neigung dieser Spalte in den anstossenden Zellen die entgegengesetzte ist, so zeichnet sich in jedem Tüpfel ein dunkles Kreuz. Die Grundgewebselemente im secundären Zuwachs laufen in radialen Reihen. In den Basttheilen fallen die stark lichtbrechenden Siebplatten auf. Die Zellen der Cambiumringe sind reich an protoplasmatischem Inhalt, tafelförmig, von der Höhe der Grundgewebselemente, sie müssen somit während ihrer Ausbildung zu Elementen des Gefässbündels mit ihren Enden zwischen einander wachsen, um deren

Länge zu erreichen. — Die Raphidenbündel präsentiren sich uns jetzt innerhalb der Rinde im Profil; die dünnwandigen Korkzellen haben eine der früher beobachteten Breite annähernd entsprechende Höhe. — Der mit Chlorzinkjodlösung behandelte radiale Längsschnitt zeigt die Basttheile überall violett gefärbt, wodurch dieselben leicht in die Augen fallen. Einen mit Corallin tingirten Längsschnitt sehen wir uns auch noch an. Zunächst fallen uns an demselben die sehr schön tingirten Siebplatten und Siebtüpfel auf. Die Siebplatten sind sehr deutlich porös, oft mit einer dicken, besonders glänzend gefärbten Callusplatte[1]) überzogen. Die Siebtüpfel, freilich nicht so leicht zu sehen, befinden sich an den Seitenwänden, sind klein, doch deutlich punktirt und oft auch mit Callusbeleg. In der Rinde erscheinen uns die Raphiden führenden Zellen jetzt von einem klaren, korallenroth bis orange gefärbten Inhalt erfüllt. Wir stellen mit Hülfe dieser Färbung leicht fest, dass die Raphiden in einen homogenen Schleim, der Corallin aufspeichert, eingebettet liegen. Ausser der Fähigkeit, die es mit dem' Anilinblau theilt, den Callus der Siebplatten zu färben, hat das Corallin noch die specifische Eigenschaft, Pflanzenschleim zu tingiren. Legen wir den mit Corallin gefärbten Längsschnitt von Dracaena in Alcohol und kochen letzteren selbst auf, so bleibt der Schleim nichts desto weniger tingirt. Hiernach können wir, soweit die Erfahrungen reichen, schliessen, dass es sich um einen Stärkeschleim handelt, während die auf Cellulose zurückführbaren Schleime sich schon in kaltem, jedenfalls aber in siedendem Alcohol entfärben.[2]) — Gummi wird durch Corallin nicht tingirt, Schleim- und Gummi-Mischungen (Gummischleime) je nach Verhältniss. — Andererseits können wir feststellen, dass wässrige Nigrosinlösung den hier vorhandenen Schleim auch nach längerer Einwirkung nicht färbt, während sie den Schleim von Rumex (p. 106) tingirte.

Anmerkungen zum IX. Pensum.

[1]) Diese Färbung von Szyszylowicz eingef. Vergl. Bot. Centrbl., Bd. XII, pag. 135.

[2]) Vergl. Szyszyłowicz. Ebendas.

X. Pensum.

Als erstes Beispiel für das Studium dicotyler Gefässbündel wählen wir die Ausläufer von Ranunculus repens. Wir tingiren gleich mit Corallin, um uns die Aufgabe zu erleichtern. Der Querschnitt zeigt, dass die Gefässbündel völlig isolirt von einander stehen und zwar zu einem einfachen Kreise im Stengel angeordnet. Das Grundgewebe besteht aus runden Zellen, die gegen die Oberfläche des Stengels hin kleiner werden, Chlorophyllkörner enthalten und grössere Intercellularräume zwischen sich lassen. Die Oberfläche des Stengels nimmt die Epidermis ein; im Innern ist der Stengel durch Auseinanderweichen und Zerreissen der Zellen hohl. Die Gefässbündel machen durchaus denselben Eindruck, wie diejenigen der Monocotyledonen; man erkennt dieselben Theile in derselben Anordnung wieder. Der Holztheil besteht aus Gefässen und dünnwandigen Parenchymzellen. Die der Innenseite der Bündel nächsten Gefässe haben wenig Farbstoff aufgenommen; sie sind Ring- und Schraubengefässe (Fig. 59 *s*). Die entfernteren grösseren, zum Theil aber auch gleichgrossen und selbst kleineren Gefässe haben sich braunroth gefärbt. Ihr Contour ist etwas eckig, schon der Querschnitt verräth, dass ihre Wände behöft getüpfelt sind (*m*). Zwischen diesen Gefässen liegt zartwandiges Holzparenchym. Im Basttheil ist wieder die Abwechselung grösserer Siebröhren (*v*) und kleinerer Geleitzellen sehr deutlich. Der Basttheil ist aber von dem Holztheile getrennt durch eine mehrschichtige Lage radial angeordneter Zellen. Diese Zellen sind durch die Thätigkeit eines Cambiums (*c*) entstanden und verrathen dies durch ihre radiale Anordnung. Eine den Holztheil vom Basttheil trennende Cambiumschicht tritt uns hier somit als Novum, zum Unterschied von den Monocotylen, entgegen. Zwar ist die Thätigkeit dieses Cambiums äusserst eingeschränkt, doch genügt dessen Anlage, um den Bündeln einen Platz unter den „offenen", d. h. einer weiteren Entwicklung durch die Thätigkeit ihres Cambiums fähigen, anzuweisen. Das Cambium hat hier nur eine mehrschichtige Lage dünnwandiger „Cambiformzellen" gebildet und hiermit seine Thätigkeit eingestellt. Nach Aussen wird der Basttheil von einem Strange sklerenchymartiger Elemente geschützt, dieselben haben sich schön

corallenroth gefärbt. Auch der Innenrand des Bündels wird von solchen, doch schwächer verdickten Scheidenelementen umfasst. An den Flanken des Gefässbündels schliessen die Scheidenelemente nicht zusammen, es bleibt eine Lücke, welche der Grenze zwischen Holz- und Basttheil entspricht. — Am Längsschnitt constatiren wir leicht das Vorhandensein der Ring-, Schrauben- und Tüpfelgefässe, dazwischen gestreckter Holzparenchymzellen; dann folgt dünnwandiges Cambiform und Siebröhren, endlich Scheiden-Elemente, die mit nur wenig geneigten, porösen Querwänden auf einander stossen.

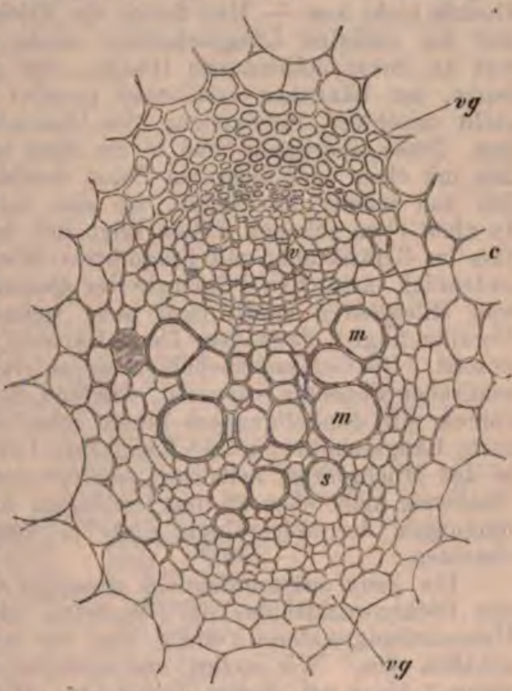


Fig. 59. Querschnitt durch ein Gefässbündel aus dem Ausläufer von Ranunculus repens. *s* Schraubengefäss; *m* behöft getüpfeltes Gefäss; *c* Cambium; *v* Siebröhre; *vg* Scheiden. Vergr. 180.

Das Gefässbündel von **Chelidonium majus** ist so ähnlich demjenigen von Ranunculus repens gebaut, dass der Querschnitt ohne Weiteres verständlich wird. Wir ziehen hier wieder Alcohol-Material vor. Der Holztheil zeigt grosse, dicht an einander gedrängte Gefässe, die in älteren Stengeltheilen gelbliche Wände erhalten. Der Basttheil ist kräftig entwickelt; zwischen beiden liegen die durch kurze Thätigkeit des Cambiums erzeugten, dünnwandigen, radial angeordneten Cambiformzellen. Die Scheide ist nur durch ein Bündel stark verdickter Sklerenchymzellen an dem Aussenrande des Basttheils vertreten. Diese Zellen nehmen in älteren Stengeltheilen gelbe Färbung an. Von der Epidermis durch etwa zwei Zellschichten getrennt, läuft aber ein starker, aus eben solchen Sklerenchymzellen, wie sie das Bündel schützen und stützen, gebildeter Ring, als gemeinsame Scheide um die innern Gewebe des Stengels. In und an dem Bündel tritt uns aber ein neues Element zum ersten Mal entgegen, es sind das Milchröhren. Wir bemerken im Basttheil des Gefässbündels, auch an der innern Grenze des Holztheils, doch besonders zahlreich an den Flanken und dem Aussenrande des Sklerenchymstranges, ja vereinzelt auch

im entfernteren Grundgewebe zwischen den Gefässbündeln, Zellen mit dunkelbraunem Inhalt eingestreut. Dieser Inhalt rührt von dem in Alcohol geronnenen, orangerothen Milchsaft von Chelidonium her. Die betreffenden Zellen fallen so in die Augen, dass sie unmöglich übersehen werden können. Sie sind alle dünnwandig, selbst die welche in den Aussenrand des Sklerenchymstranges eingeschaltet sind; sonst zeichnen sie sich durch eine besondere Gestalt nicht aus. — Man findet die Milchröhren auch sehr leicht auf den radialen Längsschnitten wieder. Man erkennt sie sofort an ihrem gelbbraunen Inhalte. Sie präsentiren sich hier als lange, zur Längsaxe annähernd parallel laufende Röhren. Man stellt unschwer die Existenz von Querwänden in diesen Röhren fest. Diese Querwände sind in der Mitte mehr oder weniger deutlich mit einer oder mehreren Poren durchbrochen, sie fehlen auch hin und wieder an Stellen, wo man sie erwarten müsste, ganz. In nicht eben seltenen Fällen zeigt sich das eine oder andere Gefäss im Gefässbündel mit coagulirtem Milchsaft erfüllt. — Ausserordentlich instructive Präparate der Querschnitte für Gefässbündel und Milchröhren erhält man hier, wenn man die Schnitte mit Corallin tingirt, dann dem Deckglasrande einen Tropfen Kalilauge zusetzt. Die Gefässe erscheinen hierauf fuchsroth, die sklerenchymatischen Elemente rosenroth, während die Querschnitte der Milchröhren mit dunkelbraunem Inhalt scharf hervortreten. Legt man zarte Längsschnitte in 45° Essigsäure-Carmin ein, so gelingt es, in den Milchröhren Zellkerne nachzuweisen, doch gehört dieser Nachweis nicht eben zu den leichtesten Aufgaben. Seitliche Verbindungen der Milchröhren sind bei Chelidonium nicht zu beobachten.

Ein ganz ausserordentlich günstiges Object für das Studium des Dickenwachsthums der Dicotylen ist Aristolochia Sipho. Untersuchungsmaterial dürfte hier für alle Fälle leicht zu beschaffen sein. Wir stellen uns zunächst einen Querschnitt durch einen 3 bis 4 *mm.* dicken Zweig her. Dieser Querschnitt mit der Lupe betrachtet, lässt ein inneres lockeres Mark, um dieses einen Kranz isolirter Gefässbündel, um diesen weiter einen continuirlichen weissen Ring, dann grünes Rindengewebe und endlich eine gelblichgrüne peripherische Hülle erkennen. Bei schwacher Vergrösserung unter dem Mikroskop constatiren wir, dass das Mark aus runden, grossen, zum Theil lufterfüllten Zellen besteht. Im Gefässbündel erscheint der Holztheil dunkler, durchsetzt von den grossen Hohlräumen der Gefässe. Folgt die Cambiumzone, gebildet von schmalen, radial angeordneten, hellen Zellen und hierauf der grosszelligere Basttheil, der etwas weniger hell sich zeichnet und auch nicht die regelmässige Anordnung, wie die Cambiumzone zeigt. Jedes Bündel ist, namentlich in seinem äusseren Theile, umrahmt von parenchymatischem, etwas Chlorophyll, eventuell auch Reservestoffe enthaltendem Gewebe. Der weisse, nach aussen folgende Ring wird von stark verdickten Sklerenchymzellen gebildet, zwischen den

Gefässbündeln springt er etwas keilförmig nach innen vor. An den Ring stösst nach aussen chlorophyllhaltiges, mit lufthaltigen Intercellularräumen versehenes Gewebe. Auf dieses folgt ein englumiges, chlorophyllhaltiges Gewebe, mit weissen, in den Ecken stärker verdickten Zellwänden, in dem wir, an dieser letzten Eigenschaft,

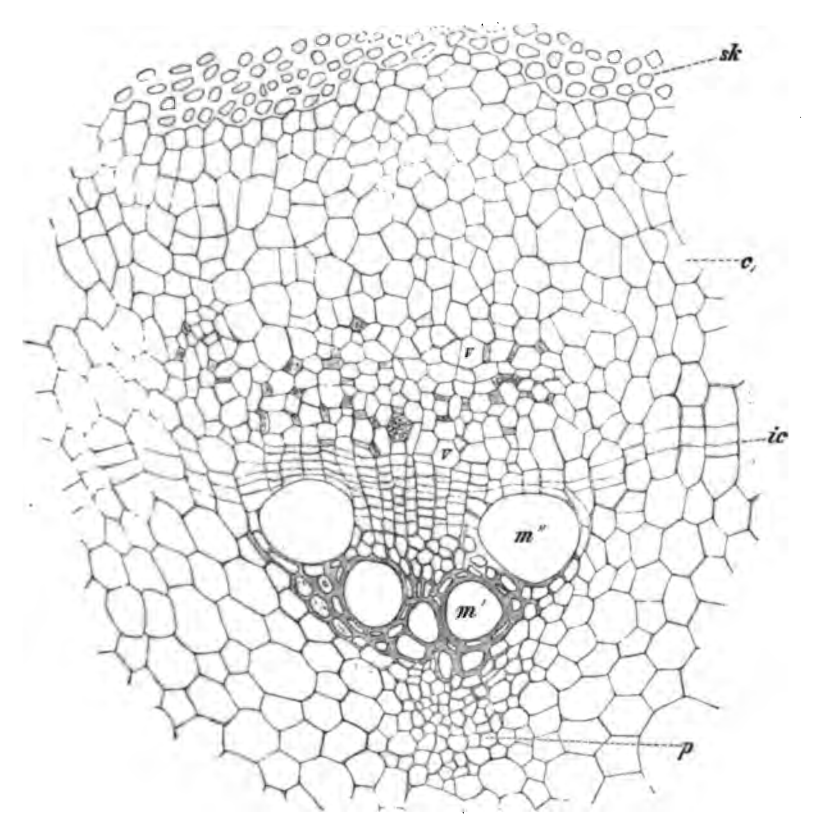


Fig. 60. Querschnitt durch einen heurigen jungen Zweig von Aristolochia Sipho, ein Gefässbündel nach begonnener Cambiumthätigkeit zeigend. *p* parenchymatische Elemente an dem Innenrande des Holztheils; *m* und *n* behöft getüpfelte Gefässe; *ic* Interfascicularcambium, sich in das Fascicularcambium, d. h. das Cambium im Innern des Gefässbündels, fortsetzend; *v* Siebröhre; *c* Rindenparenchym; *sc* innerer Theil des Ringes aus Sklerenchymfasern. Vergr. 130.

„Collenchym“ erkennen. Zu äusserst finden wir die Epidermis. — Diese allgemeine Orientirung wird genügen und wir wenden uns jetzt zu dem Studium des einzelnen Bündels. Jenes kann nur an sehr zarten Schnitten geschehen. Wir stellen letztere mit Vortheil aus Alcohol-Material her, das wir zuvor, damit es sich besser

schneide, in einer Mischung von halb Alcohol und halb Glycerin haben liegen lassen. Diese Schnitte tingiren wir auch gleich durch längere Einwirkung von Corallin. Das Bild eines in der Entwicklung begriffenen Gefässbündels aus einem heurigen Zweige, etwa zu Anfang Juni eingelegt, sieht dann wie die vorstehende Figur 60 aus. Das Gefässbündel beginnt am Aussenrande mit dünnwandigem Holzparenchym (*p*), in welchem enge und dann allmählich weiter werdende Gefässe eingeschlossen sind. Das dünnwandige Holzparenchm geht gleichzeitig in dickwandiges über. Dieses hält sich vorwiegend an die Gefässe, während die Zwischenräume von behöft getüpfelten, noch stärker als das Holzparenchym verdickten Tracheïden eingenommen werden. Die fertigen Gefässe und Tracheïden, sowie das dickwandige Holzparenchym färben sich im Corallin intensiv roth, nur schwach rosa das dünnwandige Holzparenchym, gegen welches die innersten Gefässe daher scharf absetzen. Die beiden grössten Gefässe des hier abgebildeten Gefässbündels waren in der Entwicklung begriffen. Zwischen den beiden werdenden Gefässen liegt junges, dünnwandiges, in Reihen angeordnetes und somit auf die Thätigkeit des Cambiums hinweisendes Gewebe. An die äusserste Grenze der beiden grossen Gefässe grenzt die Cambiumzone, in welcher eine besonders flache, übrigens nicht scharf abgesetzte Zellschicht, die Initialschicht repräsentirt. Folgt nach aussen der aus dünnwandigen Elementen bestehende Basttheil, der auch in der radialen Anordnung eines Theiles seiner Elemente den theilweisen Ursprung aus dem Cambium verräth. In der inneren Partie des Basttheils sind die Siebröhren von den sie begleitenden, durch reichen Inhalt ausgezeichneten, in Mehrzahl vorhandenen Geleitzellen, deutlich zu unterscheiden. Die äussere Partie des Basttheils, das Protophloëm, wird von weniger weiten Siebröhren eingenommen, die daher auch nicht so scharf gegen ihre Geleitzellen absetzen. Von dem Sklerenchymringe (*sc*) ist der Basttheil durch grosszelliges, interstitienloses Rindenparenchym getrennt. Der Sklerenchymring erscheint ebenso intensiv wie die verholzten Theile des Gefässbündels gefärbt. Unter dem Druck der neu vom Cambium aus hinzukommenden Elemente, werden die Protophloëm-Elemente alsbald zerquetscht. — Sehr instructiv ist an solchen Schnitten die Ausbildung des Interfascicularcambiums. Mit Beginn der Cambiumthätigkeit im Gefässbündel haben sich nämlich die seitlich an dasselbe anstossenden Grundgewebszellen gestreckt und es sind Scheidewände in denselben aufgetreten (*ic*). So wird durch die Elemente des Grundgewebes hindurch ein Cambiumstreifen ausgebildet, der die Cambiumstreifen der im Kreise gestellten Gefässbündel zu einem fortlaufenden Cambiumringe vereinigt. Wie die vorstehende Figur zeigt, ist die Ausbildung des Interfascicularcambium (*ic*) bei Aristolochia Sipho ganz ausserordentlich leicht zu verfolgen und der ursprüngliche Contour der getheilten Grundgewebszellen sehr lange zu erkennen. — Ein als Scheide zu bezeichnendes Gebilde fehlt

um die einzelnen Gefässbündel der Aristolochia vollständig. Der Ring aus sklerenchymatischen Elementen bildet eine gemeinsame Scheide um die sämmtlichen, inneren Gewebe des Stammes. -- Ein zarter, mit Corallin tingirter, radialer Längsschnitt, der genau die Mediane eines Gefässbündels getroffen hat, zeigt zu innerst gestrecktes Holzparenchym mit queren Scheidewänden, dazwischen sehr enge, mehr oder weniger zusammengedrückte Ringgefässe, dann etwas weitere Ringgefässe, wohl zum Theil mit Uebergängen zur Schraubenform; dann enggewundene, breitere Schraubengefässe, zum Theil mit Uebergängen zur Netzform; endlich die erweiterten behöft-getüpfelten Gefässe. Zwischen diesen Gefässen sieht man langgestreckte, behöft getüpfelte, inhaltsleere Tracheïden; vereinzelte Faserzellen, welche den Tracheïden an Gestalt gleichen, aber unbehöfte Tüpfel besitzen und Stärke führen; dickwandiges Holzparenchym, kürzer, mit queren Wänden, ebenfalls unbehöften Tüpfeln und Stärke. Die unfertigen Gefässe zeigen sich als weite cylindrische, noch dünnwandige, durch quere Scheidewände getrennte Zellen, mit reichlichem protoplasmatischem Wandbeleg und mit Zellkern. Von diesem Inhalt ist in den fertigen Gefässen nichts mehr zu bemerken und an Stelle der vollständigen Querwände sieht man in den Tüpfelgefässen nur die ringförmig vorspringenden Diaphragmen. Die flachen Zellen der Cambiumzone zeigen reichlichen protoplasmatischen Inhalt, Zellkerne, zarte quere Scheidewände. Die Siebplatten sind ganz ausserordentlich schön. Oftmals sind sie geneigt und präsentiren dem Beobachter ihre ganze rosa Fläche mit dunkleren, glänzenden Punkten. Bei besonders stark geneigten Siebplatten ist die Platte durch helle porenfreie Streifen in mehrere über einander liegende, rosa gefärbte und punktirte Abschnitte zerlegt. Die Seitenwände der Siebröhren sind ausserdem noch mit kleinen, meist quergestreckten, feinpunktirten rosa gefärbten Siebtüpfeln bedeckt. In der Peripherie des Basttheils kommt hier noch in der auffälligsten Weise die Ausbildung der Callusplatten hinzu, die als leuchtend rosa gefärbte, stark lichtbrechende, an der freien Seite abgerundete Massen, die beiden Seiten der Siebplatte in gleichem Maasse, oder vorwiegend nur die eine Seite der Siebplatte decken. Auch die kleinen Siebtüpfel an den Seitenwänden erhalten hier eine kleine Callusplatte. Neben den Siebröhren fallen die mit Inhalt dicht erfüllten schmalen Geleitzellen auf. Von dem Ringe aus sklerenchymatischen Elementen wird der Siebtheil getrennt durch die breiteren, wie jetzt der Längsschnitt zeigt, auch relativ kurzen Parenchymzellen. Die Sklerenchymfasern des Ringes sind sehr lang, an ihren Enden zugespitzt, kammartig mit ihren Enden iu einander greifend, mit feinen Poren versehen. Endlich constatiren wir auch noch, dass die an die Epidermis grenzenden Collenchymzellen mehrmals so lang als breit sind und mit queren Wänden auf einander treffen.

Wir nehmen jetzt einen älteren, etwa 10 *mm.* starken Zweig in Untersuchung. Zunächst durchschneiden wir denselben der

Quere nach und betrachten die Schnittfläche mit der Lupe. Das Mark und die Markstrahlen zeichnen sich weiss, der Holzkörper ist gelblich. Die dicksten Markstrahlen, meist 10 bis 12 an der Zahl, münden in das Mark, es sind das die „primären" Markstrahlen, diejenigen, die von Anfang an die Gefässbündel trennten. An das Mark grenzen die ältesten Holztheile der Gefässbündel. Sie zeichnen sich, da ihnen die weitlumigen Gefässe fehlen, als ein dichterer, dunkler gefärbter von den primären Markstrahlen durchsetzter Ring. Auf diesen folgen die concentrischen Jahresringe. Die Weite der Gefässöffnungen nimmt in den ersten Jahrgängen zu, bis dass ein bestimmter, weitester Durchmesser erreicht worden ist. Die Grenze der Jahresringe ist deutlich durch die grossen Gefässlumina markirt, indem die weitesten Gefässe nur zu Beginn der Entwicklung im Frühling erzeugt werden. Der äussere Theil der Jahresringe enthält keine mit der Lupe unterscheidbaren Gefässe. In dem Maasse als der secundäre Holzkörper an Umfang gewinnt, werden neue Markstrahlen in denselben eingeschaltet, die wir als Markstrahlen 2., 3., *n*. Ordnung bezeichnen, im Allgemeinen aber als secundäre Markstrahlen zusammenfassen können. Die Einschaltung neuer Markstrahlen erfolgt hier mit der grössten Regelmässigkeit. Je mehr wir uns von der Mitte des Stammes entfernen, um so zahlreicher werden die Markstrahlen und um so kürzer erscheinen die neu eingefügten. An der äusseren Grenze des Holzkörpers sehen wir als dunkleren Kreis den Cambiumring, der als zarte Linie sich auch innerhalb der Markstrahlen zeichnet. Vor den secundären Holztheilen sieht man die heller braun gefärbten, aus den aufeinander folgenden Zuwüchsen gebildeten secundären Bastttheile liegen. Die Markstrahlen erweitern sich ausserhalb des Cambiums in Folge ihres nachträglichen, durch die Dickenzunahme des Stammes veranlassten Breitenwachsthums. Die Basttheile sind eines solchen nachträglichen Breitenwachsthums nicht fähig, erscheinen daher nach aussen zu verschmälert und abgerundet. Der ursprünglich continuirliche Sklerenchymring ist in einzelne, ungleich grosse, olivengrün gefärbte Stücke zersprengt worden, ebenso auch die ursprünglich continuirliche, sich noch dunkler olivengrün zeichnende Collenchymlage. Den Schutz des Innern übernimmt jetzt das Periderm, das als braune Scheide die Oberfläche des Stammes einnimmt und eine deutliche Schichtung verräth. Der ganze durch Thätigkeit des Cambiums nacherzeugte Theil, der die secundären Basttheile und erweiterten Markstrahlenden in sich schliesst, wird als secundäre Rinde der, vor Beginn des Dickenwachsthums bereits vorhandenen, primären Rinde gegenübergestellt. Eine scharfe Grenze zwischen primärer und secundärer Rinde ist hier aber nicht vorhanden.

Wir untersuchen jetzt, bei stärkerer Vergrösserung, den Bau des eben geschilderten Stammes auf zarten Querschnitten. Das Gewebe des Markes finden wir unverändert, wie in jüngeren Stadien wieder, nur führen die Zellen zahlreiche Krystalldrusen von Kalk-

oxalat. In die Markgewebe springen die primären Holztheile, die vor Beginn des secundären Wachsthums bereits vorhanden waren, vor; sie bilden die sogenannte Markkrone. Mit der Lupe waren diese primären Holztheile nicht zu unterscheiden, sie bestehen in den inneren Theilen aus dünnwandigen, zum Theil zerquetschten Elementen. Erst mit Auftreten der verdickten Elemente zwischen den grösseren getüpfelten Gefässen markirt sich der Holzkörper scharf. Gleichzeitig nimmt das Gefässbündel an Breite zu, die primären Markstrahlen werden entsprechend verengt. Die Frühjahrsgefässe zeigen bis zum dritten oder vierten Jahresringe eine Volumenzunahme. Vom Frühjahr gegen Herbst nimmt in jedem Jahresringe die Weite der Gefässe sehr rasch ab. Kurz vor Abschluss der Vegetation werden nur noch ganz englumige Gefässe erzeugt. Die Hauptmasse besteht aus relativ englumigen, stark verdickten Elementen, die behöfte Tüpfel besitzen, inhaltsleer erscheinen und somit Tracheïden sind. Sie führen Luft oder Wasser. Sieht man Inhalt, etwa Stärkekörner, in denselben, so ist dieser aus benachbarten Zellen durch das Messer eingeschleppt worden. Vorwiegend im Umkreis der Gefässe, doch auch zwischen die Tracheïden eingestreut, findet man etwas schwächer verdickte, mit protoplasmatischem Zellinhalt, gewöhnlich auch mit Stärke versehene, flach getüpfelte Elemente, welche Holzparenchym- und Faserzellen sind. Die Gefässe sind nur wo sie an einander und an Tracheïden stossen, mit behöften Tüpfeln versehen; wo ein Gefässtüpfel oder Tracheïdentüpfel auf den Tüpfel einer Holzparenchym- oder einer Faserzelle trifft, ist er nur einseitig, nämlich nach der Gefäss- oder Tracheïdenseite zu behöft, das heisst, nur an dieser Seite zeigt sich der Tüpfel an seiner Mündungstelle verengt.

Die Schliesshaut solcher einseitig behöfter Tüpfel ist, wie starke Vergrösserungen zeigen, ohne centrale Verdickung (ohne Torus) und lässt sich, zum Unterschied von den mit Torus versehenen Schliesshäuten, mit Chlorzinkjodlösung blau färben.[1])

Die Markstrahlzellen sind radial gestreckt, relativ schwach verdickt, mit zahlreichen kleinen Poren. An der Grenze des Holzkörpers erkennen wir leicht das aus dünnwandigen, flachen, radial angeordneten Zellen gebildete Cambium und jenseits desselben, den aus dünnwandigen Elementen gebildeten Basttheil. Ausser Siebröhren und Geleitzellen finden wir in diesem jetzt auch Stärkeführende Bastparenchymzellen. Der secundäre, durch die Thätigkeit des Cambiums erzeugte Bast hat somit die letzteren Elemente hinzu erhalten. An hinreichend zarten Schnitten kann man im Bast die Abwechslung nicht collabirter Zellschichten mit collabirten, völlig flachgedrückten verfolgen. Aehnliche flachgedrückte Elemente hatten wir in den einjährigen Zweigen, an der Peripherie des primären Basttheils bereits gesehen; die Erscheinung wiederholt sich somit an dem Bastzuwachs späterer Jahre. Die flachgedrückten Bänder werden später zersprengt, immerhin

zeigen sie sich noch längere Zeit deutlich als nach aussen hin immer weiter werdende Bogen. Durch die Einschaltung neuer Markstrahlen erfahren die Basttheile nämlich fort und fort eine Zweitheilung, daher jeder äussere Basttheil zwei innere umspannt. Ausserhalb des Siebtheils findet man in der Rinde die auseinandergesprengten Stücke des Sklerenchymfaserringes. Die Stücke werden durch parenchymatisches Gewebe getrennt. Der Sklerenchymring hat eben in Folge des vom Cambiumring ausgehenden Dickenwachsthums radiale Sprünge bekommen, in welche das anstossende Gewebe der Rinde von beiden Seiten eingedrungen ist. Auch der Collenchymring zeigt sich in Stücke zerlegt, doch erfolgte nicht eigentlich eine Sprengung desselben, vielmehr an einzelnen Stellen eine tangentiale Dehnung seiner Zellen, welche dann in Theilung eintraten und so parenchymatischen Gewebemassen den Ursprung gaben. Die Oberfläche des Stammes wird vom Periderm eingenommen, das in schöner Abwechslung breitere Zonen weiter, dünnwandiger und schmälere Zonen enger, dickwandigerer Korkzellen zeigt. Wie im Marke und den Markstrahlen, so findet man auch in der Rinde eingestreute Krystalldrusen von oxalsaurem Kalk.

Der radiale Längsschnitt zeigt uns im secundären Holz zunächst die weiteren und engeren Gefässe, alle behöft getüpfelt, mit ringförmigen Diaphragmen, die behöft getüpfelten Tracheïden, die schwächer verdickten, an ihrem Inhalt und der flachen Tüpfelung kenntlichen Faserzellen, die kürzeren ebenfalls mit Zellinhalt versehenen und flach getüpfelten, schwächer als die Tracheïden verdickten, zu fortlaufenden Fäden verbundenen Holzparenchymzellen. Ist ein Markstrahl gestreift worden, so sieht man dessen dünnwandige Zellen in radialen Zügen fortlaufen. An der äusseren Grenze des Holzes erkennen wir die flachen, inhaltreichen, dünnwandigen, mit queren Wänden auf einander treffenden Cambiumzellen, dann den noch thätigen Basttheil, hierauf die mit collabirten Elementen abwechselnden nicht collabirten flachen Elemente des älteren Bastes. Sehr schön tritt uns in der Peripherie das geschichtete Periderm entgegen. Der Längsschnitt desselben sieht ganz so wie der Querschnitt aus, die Zellen haben dieselbe Höhe wie Breite. — Beim Schneiden des Holzes fällt es schon dem blossen Auge auf, dass die Markstrahlen in grader Richtung laufen. Dieses rührt von der bedeutenden Länge der Internodien her, in welchen hier die Gefässbündel wie die Markstrahlen unverändert ihre Richtung beibehalten. Der tangentiale Längsschnitt zeigt uns daher auch unter dem Mikroskop die Markstrahlen in Gestalt breiterer oder schmälerer zu einander mehr oder weniger paralleler Streifen, die durch entsprechende Streifen des Holzkörpers von einander getrennt werden.

Interessant ist es, aus einem Stammstück, das im Herbst in Alcohol eingelegt wurde, Querschnitte darzustellen. Die Markzellen, Markstrahlen, Holzparenchym- und Faserzellen, auch Zellen der Rinde sind jetzt dicht mit Stärke angefüllt. Diese sieht man auch im Bastparenchym und in geringerer Menge auch in andern Elementen des Basttheils, selbst

auch in Siebröhren. Fügt man zu einem solchen Schnitt Jodlösung hinzu, so treten alle diese Stärkekörner mit dunkelblauer Farbe vor. In älteren Theilen des Bastes ist dann die Abwechselung der flachgedrückten, weiss sich zeichnenden, inhaltleeren Bänder und der mit Stärke dicht erfüllten Zellschichten besonders auffallend. Man kann im Allgemeinen so viel Bänder abzählen, als Jahresringe im Holze vorhanden sind. Der äussere, kleinere Theil jedes Jahreszuwachses besteht aus Bastparenchym, der innere, grössere aber vorwiegend aus Siebröhren und Geleitzellen. Der innere Theil wird unter dem Drucke der neu hinzukommenden Elemente später zerquetscht, der äussere Stärke führende bleibt erhalten.[2]) Wählt man ein im Winter vor Beginn der Vegetation in Alcohol eingelegtes Stammstück zur Untersuchung, so findet man die Stärke aus den Zellen verschwunden. Untersucht man ein Stammstück frisch um die nämliche Jahreszeit, so findet man gelbe, ölartige Massen in den Zellen. Eine ähnliche Umwandlung scheint die Stärke in den Holzpflanzen überhaupt während des Winters zu erfahren.[3]) Aus dem Alcohol-Material sind die öligen Massen verschwunden.

Radiale Längsschnitte durch Stammtheile die im Winter eingelegt wurden, zeigen die Siebplatten und Siebtüpfel sämmtlicher noch thätiger Siebröhren mit Callusplatten bedeckt. Diese Erscheinung ist nach Corallin-Behandlung kaum sonst wo leichter und schöner zu sehen. Legt man die so tingirten Schnitte in Glycerin ein, so schwindet die Färbung der übrigen Zellwände mehr oder weniger vollständig, nur die Callusplatten halten den Farbstoff unverändert fest. Ebenso kann man die Callusplatten mit Anilinblau färben. Man legt die Schnitte für kürzere oder längere Zeit in wässrige Lösung von Anilinblau ein, wäscht die Schnitte gut mit Wasser aus und bringt sie in Glycerin. Auch hier sind es die Callusplatten, die alsbald allein den Farbstoff festhalten. Die Behandlung mit Corallin giebt elegantere Bilder, die aber nicht haltbar sind. Dahingegen sind die Anilinblau-Tinctionen in Glycerin oder Glycerin-Gelatine zu conserviren. — Auch ohne alle Tinction fallen die Callusplatten durch ihre starke Lichtbrechung auf.

Da es immerhin nicht geringe Schwierigkeit macht, aus den complicirten Bildern, wie sie die Schnitte durch das Holz bieten, richtig die einzelnen Elemente herauszufinden, so wollen wir es versuchen, uns auch nach einer andern Methode zu orientiren. Wir nehmen zu Hülfe das sogenannte Macerationsverfahren. Zu diesem Zwecke übergiessen wir in einem weiten Reagensglase einige Stückchen chlorsaures Kali mit so viel Salpetersäure, dass die Stücke von derselben vollständig bedeckt sind, legen dann die zu untersuchenden, nicht zu dünnen Längsschnitte hinein und erwärmen diese nun über einer Flamme, bis dass lebhafte Gasentwicklung eintritt. Dann lassen wir das Reagens noch einige Minuten einwirken und giessen hierauf das Ganze in eine grössere mit Wasser gefüllte Schale ein. Aus dieser werden die herumschwimmenden Präparate mit dem Glasstab in ein anderes Gefäss mit Wasser übertragen und hierauf in einen Wassertropfen auf den Objectträger gebracht. Die Maceration darf übrigens nicht in dem-

selben Raum vorgenommen werden, in welchem die Mikroskope stehen, da die sich entwickelnden Dämpfe denselben schaden. Die auf dem Objectträger befindlichen Präparate werden mit Nadeln zerkleinert und so in ihre einzelnen Elemente zerlegt. Hat das Reagens richtig eingewirkt, so sind die Mittellamellen zwischen den Zellen aufgelöst worden; die Trennung der Zellen ist daher leicht zu vollziehen. Man findet jetzt unter dem Mikroskop alle die Elemente isolirt wieder, die man zuvor im Verbande studiren musste. Sie sind meist gut erhalten, nur ihres Holzstoffes mehr oder weniger vollständig beraubt, so dass sie sich mit Chlorzinkjodlösung grösstentheils violett färben lassen. Da fallen uns zunächst die getüpfelten Gefässe auf, meist in Stücke an den Stellen getrennt, die den ringförmigen Diaphragmen entsprechen. Besonders zahlreich liegen im Präparat die isolirten Tracheïden; sie sind gestreckt, haben verjüngte, abgerundete Enden und behöfte Tüpfel. Diese Tüpfel präsentiren sich jetzt bei gequollenen Wänden als schmale, schräg aufsteigende Spalten; doch kann man immerhin bei Einstellung des optischen Durchschnittes feststellen, dass sich die Spalten nach aussen erweitern. Wo einige Tracheïden verbunden blieben, zeigen die Tüpfel ein Kreuz, weil deren spaltenförmige Mündungen in den anstossenden Zellen entgegengesetzt geneigt sind. — Ausser Gefässen und Tracheïden finden wir in unserem Präparat auch die dünnwandigen, mit grösseren flachen Tüpfeln versehenen Holzparenchymzellen; sie sind auch an ihrem zusammengeballten, grumoesen Inhalte kenntlich. Sie isoliren sich, wie wir jetzt feststellen können, in Formen, die denjenigen der Holzfasern gleichen, erscheinen gelegentlich einlumig, gewöhnlich aber durch quer oder schräg gestellte Wände in mehrere übereinander stehende kürzere Abschnitte zerlegt. Die einlumigen Formen sind es, die wir Faserzellen bisher nannten, die aber besser, da sie die Holzparenchymzellen ersetzen, als Ersatzfaserzellen zu bezeichnen sind. Die übereinander stehenden, zusammen die Form der Ersatzfaser zeigenden Holzparenchymzellen, sind augenscheinlich durch quere Theilung einer einzigen Mutterzelle entstanden. Die queren Scheidewände müssen frühzeitig gebildet worden sein, als die Mutterzelle noch dünnwandig war, denn sie zeigen dieselbe Dicke und dieselbe Tüpfelung wie die Seitenwände; sie können somit nur gleichzeitig mit diesen verdickt worden sein.

Anmerkungen zum X. Pensum.

[1]) Vgl. Russow, Bot. Centralbl. Bd. XIII, p. 140.
[2]) Vgl. v. Janczewski, Mém. d. l. soc. nat. d. Cherbourg. Bd. XXIII, p. 300.
[3]) Vgl. hierzu Russow, Stzber. d. Dorpater naturf. Gesellsch. Jahrg. 1882.

XI. Pensum.

Wir wollen jetzt die schon einmal untersuchte Kiefer (Pinus silvestris) wieder vornehmen und den Bau des Stammes einem eingehenden Studium unterwerfen. Wir werden dies jetzt, nachdem wir das Dickenwachsthum von Aristolochia kennen gelernt haben, mit ganz anderem Verständniss thun können. Charakteristisch für die Coniferen ist, dass der ganze sekundäre Zuwachs im Holz nur aus einer Art von Elementen und zwar Tracheïden besteht. Will man somit Gefässe bei den Coniferen finden, so muss man dieselben an der Markkrone, in den primären Gefässtheilen der Gefässbündel suchen. Selbst in Stämmen von 10 und mehr Centimeter Dicke gelingt das leicht. An Querschnitten durch die Markgegend, die sich für das blosse Auge schon durch ihre dunklere Farbe zeichnet, sieht man, dass die in das Mark vorspringenden inneren Bänder des Holzkörpers von englumigeren Elementen, mit etwas gebräunten Wänden eingenommen werden. An zarten radialen Längsschnitten aus derselben Gegend stellt man dann fest, dass diese Elemente Schraubengefässe sind. Einige solche Gefässe, die zugleich Schraubenbänder und behöfte Tüpfel besitzen, vermitteln den Uebergang zu den nur mit behöften Tüpfeln versehenen Tracheïden.

Unsere Untersuchung soll sich jetzt auch eingehender auf das Cambium beziehen und entspricht daher Alcohol-Material am besten unserem Zwecke, denn an frischem Kiefernholze wird das Cambium beim Schneiden meist durchrissen und trockne Stammstücke geben weniger leicht gute Schnitte. Das Alcohol-Material legen wir auch diesmal wieder auf ca. 24 Stunden in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin, worauf es sich dann besonders gut schneiden lässt. Das Alcohol-Material gewährt uns auch weiter den Vortheil, dass es den Zellinhalt fixirt zeigt. Wir wählen Stücke aus der Peripherie eines dickeren Stammes zur Untersuchung, weil die Tracheïden in den später erzeugten Jahresringen grösser sind. Das Stammstück ist mit Vortheil im Monat Juni oder Juli in Alcohol einzulegen, das heisst zu einer Zeit, wo sich das Cambium in voller Thätigkeit befindet und ich nehme an, dass uns ein solches Stammstück zur Untersuchung vorliegt. Wir

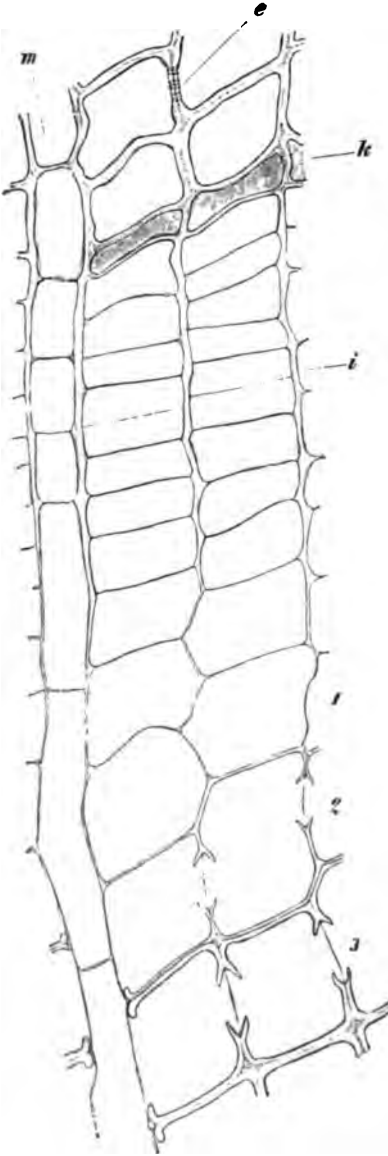


Fig. 61. Partie aus dem Querschnitt eines älteren Stammes von Pinus silvestris. Der Streifen durchsetzt d. Cambium (*i* Initialschicht) u. endet einerseits i. Jungholz, andererseits i. Jungbast. *1*, *2* u. *3* Entwicklungszustände d. Hoftüpfels, *m* Markstrahl, *e* Siebplatte, *k* flache Zellen mit braunem Inhalt, später Krystalle führend. Vergr. 540.

beobachten die Schnitte in Glycerin; falls wir sie anderweitig mit Reagentien behandeln wollen, spülen wir sie zuvor in Wasser ab. — Wir beginnen mit einem zarten Querschnitt aus der Peripherie des Stammes, einem Schnitt, der sich über die Rinde, das Cambium und mehrere Jahrgänge des Holzes erstreckt. Wir vergegenwärtigen uns an diesem Schnitte zuerst das uns schon von der Betrachtung der Hoftüpfel her Bekannte. Wir sehen die Tracheïden in radiale Reihen angeordnet; von Zeit zu Zeit verdoppelt sich eine solche Reihe in der Richtung nach aussen. Die Tracheïden sind im Grundriss viereckig, auch fünf- und sechseckig. Im Herbst werden die Tracheïden enger und dickwandiger. An diese dickwandigen, engen Elemente setzen dann ohne Vermittlung die weniger stark verdickten, weitlumigeren des Frühlingsholzes an, die auch dem blossen Auge sichtbare Jahresgrenze markirend. Parallel zu den radialen Reihen der Tracheïden laufen die schmalen einschichtigen, seltener mehrschichtigen Markstrahlen, die meist auch durch den Stärkegehalt ihrer Zellen ausgezeichnet sind. An den radialen Wänden der Tracheïden stehen die Hoftüpfel, deren Bau wir bereits kennen. Zwischen Tracheïden und stärkeführenden Markstrahlzellen sind sehr weite, „halbbehöfte“ oder „einseitige“ Tüpfel vorhanden, so weit, dass sie fast die ganze Breite der anstossenden Wand der Tracheïden einnehmen. Sie müssen einseitig heissen, denn nur in der Tracheïde ist der Hof entwickelt. Die Schliesshaut ist in die Tracheïde meist vorgewölbt,

sie erscheint ohne Torus; behandeln wir das Präparat mit Chlorzinkjodlösung, so färbt sich diese Schliesshaut blau,[1]) während wir sie in den zweiseitigen Hoftüpfeln farblos bleiben sehen. Die Markstrahlzelle ist an denjenigen Stellen, an welchen die tangentialen Wände der Tracheïden ansetzen, mit je einer vorspringenden Verdickungsleiste versehen (vergl. hierzu den Markstrahl *m* und die an denselben anstossenden Tracheïden in Fig. 62). — Es kann der Schnitt aber auch eine Zone inhaltsleerer Markstrahlzellen getroffen haben und dann sind dieselben mit den Tracheïden durch zweiseitig behöfte Tüpfel verbunden. In unmittelbarer Nähe des Cambium sehen wir (Fig. 61) die noch unfertigen Tracheïden, das sogen. Jungholz. Die Wände der Zellen nehmen hier, nach der cambialen Zone zu, rasch an Dicke ab. Auf Querschnitten aus älteren Stämmen sieht man übrigens oft die radialen Wände innerhalb der Cambialzone wieder dicker werden[2]) (so in unserer Figur 61). Das was wir hier Cambium nennen müssen, besteht aus der, theoretisch als einschichtig anzunehmenden Initialschicht (*i*), die durch fortgesetzte tangentiale Theilungen Gewebemutterzellen nach der Holz- und Bastseite abgiebt und aus diesen, noch in Theilung begriffenen Mutterzellen, welche den Elementen des Holzes und des Bastes den Ursprung geben. Eine scharfe Grenze zwischen der Initialschicht und den Gewebemutterzellen der Holz- und Bastseite ist aber nicht zu ziehen. Die jüngsten Scheidewände im Cambium erkennt man daran, dass sie scharf an die radialen Seitenwände ansetzen (*i*). Etwas ältere Scheidewände sind hingegen an ihrer Ansatzstelle ein wenig angeschwollen (vergl. die Fig. 61). Nach der Holzseite zu lässt sich die Entwicklungsgeschichte der Hoftüpfel (*1*, *2*, *3*) verfolgen. — Die Reihen der Tracheïden setzen sich, durch das Cambium hindurch in die Reihen der Bastelemente fort, welche zunächst eben so streng die radiale Anordnung einhalten. Die Zellwände verdicken sich auf der Bastseite sehr rasch, haben dort ein mehr mattweisses, weniger glänzendes Aussehen als im Holz. An den radialen Wänden der weitlumigeren Bastelemente, entsprechend den Stellen, wo im Holz die Hoftüpfel stehen, werden hier die Siebtüpfel (*c*) angelegt; man erkennt an sehr zarten Schnitten die feinen Poren, welche diese Tüpfel durchsetzen. Vorwiegend einschichtige Bänder abgeflachter Zellen wechseln mit den starken Lagen der Siebröhren ab. Diese Bänder stellen das Bastparenchym vor. Die Mehrzahl seiner Zellen zeichnet sich durch einen stark lichtbrechenden, braunen Inhalt aus (*k*). An etwas weiter vom Cambium entfernten Orten sind in dem braunen Inhalt ein bis zwei Krystalle zu sehen. Da bei der Kiefer alljährlich nur ein Bastparenchymband gebildet wird, so lässt sich die Zahl derselben für die Bestimmung des Alters der einzelnen Basttheile benutzen. Zwischen den krystallführenden liegen mit Stärke erfüllte Zellen. Auch sind krystallführende wie stärkeführende Elemente, einzeln oder zu mehreren, zwischen die Siebröhren eingestreut. Die Markstrahlen (*m*) setzen sich vom

Holze durch das Cambium in den Bast fort und führen auch in letzterem in einem Theile ihrer Zellen Stärke. — Nur eine verhältnissmässig enge Zone des Bastes wird von den turgescenten, die ursprüngliche Anordnung einhaltenden Elementen eingenommen. Jenseits dieser Zone krümmen sich die radialen Reihen; die Zellwände beginnen sich zu bräunen; die Lumina werden mehr oder weniger zusammengedrückt, so dass die radialen Zellwände wellig verbogen erscheinen. Nur die stärkeführenden Zellen des Bastes und des Markstrahls schwellen bedeutend an, runden sich ab und erscheinen nun als mehr oder weniger kugelige, mit Stärke dicht angefüllte Elemente. Schliesslich sind die Siebröhren und krystallführenden Zellen ganz zerquetscht und tangential gedehnt worden und trennen gleichsam wie geschichtete Häute die grossen stärkeführenden Zellen. Aus letzteren scheint nun die äussere Rinde allein zu bestehen. Weiter nach aussen stösst man in dieser Rinde auf schmale Korkblätter und von diesen peripherisch abgetrenntes, tief gebräuntes und abgestorbenes Gewebe. Doch mit letzteren Verhältnissen wollen wir uns erst später beschäftigen.

Unerwähnt blieben bis jetzt die Harzgänge (Fig. 62), die jeder Querschnitt im Holz zeigt und die an Alcoholpräparaten zwar ihren Harzgehalt eingebüsst haben, doch dafür nur um so schöner ihren Bau verrathen. Der Querschnitt durch das Holz trifft sie der Quere nach. Sie präsentiren sich als Intercellulargang (*i*), der von einer Schicht grosser, dünnwandiger Zellen (Epithelzellen, *e*) umgeben ist. Die Wände dieser Zellen sind gebräunt; sie führen einen grossen Zellkern und einen Wandbelag aus Protoplasma. An diese Zellen grenzt eine zweite Schicht eben so gestalteter, doch inhaltsarmer und abgeflachter, dann eine mehr oder weniger vollständige, auch wohl stellenweise verdoppelte Schicht grosser, Stärke führender Zellen (*a*). Letztere wird von Tracheïden umgeben, stösst eventuell auch an einen Markstrahl. Anschluss an einen solchen ist überhaupt für jeden Harzgang an irgend einer Stelle anzunehmen. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entstehen die Harzgänge schizogen, d. h. durch Auseinanderweichen sich zunächst berührender, auch weiter bestehen bleibender Zellen.



Fig. 62 Harzgang aus dem Holz von Pinus silvestris. *i* der mit Harz erfüllte Gang; *e* das den Gang umgebende Epithel; *a* stärkeführende Zellen; *t* Tracheïden; *m* Markstrahlzellen. Vergr. 240.

Zum Vergleich der Harzgänge führen wir jetzt auch einen Querschnitt durch frisches Kiefernholz und constatiren, dass die Harzgänge mit Harz erfüllt sind. Dieses erscheint in den Präparaten in Gestalt stark lichtbrechender, sich

ziehender, oft unregelmässig contourirter Tropfen. Fügen wir einen Tropfen Alcohol hinzu, so sind alsbald alle Harztropfen verschwunden. Wir können letztere auch in charakteristischer Weise mit dem rothen Farbstoff der Alkanna-Wurzel tingiren [3]), den wir bereits zum Färben des Oels benutzten. Wir führen zu diesem Zwecke einen Querschnitt durch das Kiefernholz und legen denselben auf den Objectträger in einen Wassertropfen. Hierauf stellen wir einen ähnlichen dünnen Schnitt aus der Borke einer trockenen Alkanna-Wurzel her, blasen die anhaftenden Theilchen von demselben ab, legen ihm den Kiefernschnitt auf und bedecken ihn mit einem Deckglas. Dann fügen wir einen Tropfen, etwa 50 % Alcohol am Deckglasrande hinzu und lassen das Object eine halbe bis eine ganze Stunde stehen. Wird hierauf die Alkanna-Borke abgehoben und der Kiefernschnitt untersucht, so erscheinen alle Harztheile schön dunkelroth gefärbt, während die übrigen Theile des Präparats völlig farblos blieben.

Die mit Chlorzinkjod behandelten Querschnitte durch das Alcohol-Material zeigen die Tracheïden-Wände gelbbraun, die innersten Verdickungsschichten derselben, welche an das Grenzhäutchen stossen, zum Theil noch violett gefärbt. In der Nähe des Cambiums, in den nicht völlig ausgebildeten Tracheïden, sind protoplasmatischer Inhalt und Zellkern jetzt leicht zu sehen. Eben so sicher ist zu constatiren, dass die Tracheïden mit ihrer Fertigstellung allen lebenden Inhalt verlieren. Das Cambium mit den jüngsten der anschliessenden Zellen hat sich hell violett gefärbt, dunkelviolett die Wände in den älteren Basttheilen. Der Inhalt der krystallführenden Zellen ist braun geblieben, rothbraun erscheinen jetzt die Zellen des Periderms. Die besonders dünnwandigen Innenflächen der den Harzgang umgebenden Zellen färben sich meistens schmutzig violett.

Würden wir die am Coniferenholz früher schon geprüften Holzstoffreactionen hier auf Schnitte, die das Cambium durchsetzen, in Anwendung bringen, so könnten wir das stufenweise Erlöschen der Holzstoffreaction in der Nähe des Cambiums leicht constatiren. Auch das Corallin muss, seinen bereits bekannten Eigenschaften nach, die verholzten Zellen hier anders als die unverholzten färben. Wir erhalten in der That sehr schöne und instructive Bilder, wenn wir die Schnitte für einige Zeit in Corallinsoda legen und dann in Glycerin untersuchen. Die verholzten Membranen sind intensiv roth gefärbt, nach dem Cambium zu verliert sich dieses roth und geht in schwaches Gelb über. Im Basttheile haben die Zellwände blasse, röthlichgelbe Färbung; stark rosa gefärbt sind die Siebplatten, besonders wo ihnen ein Callusbeleg aufliegt. Da das Corallin auch die Stärkekörner rosa färbt, so treten diese in den äussern Basttheilen besonders hervor. — Mit Pikrin-Nigrosin oder Pikrin-Anilinblau sind ebenfalls instructive Doppelfärbungen zu erlangen, wobei die Tracheïden-Wände, soweit verholzt, sich inten-

siv gelb färben, die Wände der nicht verholzten Elemente in verschiedenen Nuancen von stahlblau oder blau.

Wir stellen jetzt einen radialen Längsschnitt her und benutzen hierzu wieder das Alcohol-Material. — Der radiale Längsschnitt zeigt uns im Holz die gestreckten, an beiden Enden zugespitzten, kammartig ineinandergreifenden, behöft getüpfelten Tracheïden. Die Flächenansicht der Hoftüpfel ist uns bereits bekannt. Diese Hoftüpfel werden in den engsten Herbsttracheïden klein und spärlich. Quer über die Tracheïden sehen wir die Markstrahlzellen laufen. Die Markstrahlen haben meist nur geringe Höhe, doch kommen bis 16 Zellen hohe vor. Sie bestehen[4]) aus radial gestreckten, in dieser Richtung fortlaufend aneinander gereihten Zellen. Die Zellen der Mitte führen Stärke und zeigen nach den Tracheïden zu die grossen flachen, einseitig behöften Tüpfel; die obern und die untern eine bis drei Zellreihen sind inhaltsleer, mit kleinen behöften Tüpfeln versehen. Letztere stimmen somit in ihrem Bau und ihrem Verhalten mit den Tracheïden des Holzes überein und könnten aus diesem Grunde auch Tracheïden heissen, doch wollen wir diese Bezeichnung auf die Elemente im Holztheil des Gefässbündels allein beschränken. Denn die Uebereinstimmung, welche zwischen jenen Elementen und den behöft getüpfelten Markstrahlreihen besteht, ist nur eine Analogie, nicht eine Homologie, das heisst, es handelt sich hier nur um ähnliche Elemente, nicht um solche gleichen Ursprungs. — Das Cambium zeigt in der Längsschnittansicht flache, gestreckte, mit mehr oder weniger geneigten Endflächen aufeinander stossende Zellen, aus welchen die Elemente des Holzes und des Bastes hervorgehen und niedrige, breitere Zellen, welche sich beiderseits in die Markstrahlen fortsetzen.

Die Färbung mit Chlorzinkjod lehrt, dass sich die Hoftüpfel durch das Cambium hindurch in die Siebtüpfel fortsetzen. Innerhalb der Cambiumzone sind nämlich die Stellen, an welchen Hof- und Siebtüpfel gebildet werden sollen, bereits als Primordialtüpfel markirt. Diese Stellen nehmen mit Chlorzinkjodlösung eine violette Färbung nicht an, sie zeigen sich als helle Flecke.

Ein radialer Längsschnitt durch frisches Material, in reinem Wasser untersucht, zeigt uns, dass in den stärkeführenden Markstrahlzellen eine sehr lebhafte Protoplasmaströmung stattfindet. Wir können dieselbe bis tief in den Holzkörper hinein und auch innerhalb der Rinde verfolgen.

Um die Siebtüpfel[6]) zu studiren, nehmen wir wieder das Alcohol-Material vor und legen die dargestellten Schnitte in eine wässrige Lösung von Anilinblau.[7]) In dieser haben die Schnitte nur wenige Minuten zu verbleiben, worauf sie in Glycerin übertragen werden. Dieses lässt den Farbstoff nur in den Siebtüpfeln zurück, entzieht ihn allen übrigen Theilen des Schnittes. So sind jetzt bei der mikroskopischen Betrachtung die Siebtüpfel unmöglich zu übersehen. Ihre Färbung ist schön blau und dauerhaft.

so dass sich die Präparate aufbewahren lassen. Wir können die Siebtüpfel schon in nächster Nähe des Cambiums unterscheiden und dieselben bis in die Gegend verfolgen, in welcher die Siebröhren zerdrückt werden und die Siebtüpfel daher ihre radiale Stellung einbüssen. Doch verlieren die Siebtüpfel früher schon ihre Tinctionsfähigkeit. Die Siebröhren haben die Gestalt der Cambiumzellen, sie tragen die Siebtüpfel nur auf den radialen Wänden, so wie die Tracheïden die Hoftüpfel. Die Siebtüpfel sind übrigens kleiner als die Hoftüpfel. Sie erscheinen uns als runde bis ovale Flecke, die in eine unbestimmte Anzahl eckig umschriebener Felder getheilt werden (Fig. 63). In einiger Entfernung vom Cambium sind die Siebtüpfel von einer homogenen, sich glänzend himmelblau färbenden Substanz überzogen, es ist dies die Callusplatte. Weiterhin wird diese wieder aufgelöst, der Siebtüpfel ist nackt und färbt sich überhaupt nicht mehr. Die Siebröhren sind hier bereits ausser Function. Unschwer zu erkennen ist, dass die thätigen Siebröhren protoplasmatischen Inhalt führen, doch fehlt ihnen, auffallender Weise, der Zellkern, der schon in jugendlichen Siebröhren schwindet.

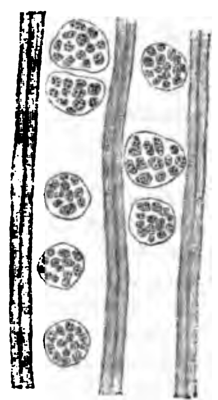


Fig. 63. *Pinus silvestris*. Theile zweier Siebröhren mit Siebtüpfeln. Vergr. 540.

Die Siebtüpfel stehen besonders gedrängt an den geneigten Endflächen der Siebröhren. Die Siebtüpfel haben sich dunkel tingirt, während die sie trennenden Leisten eine sehr helle Färbung zeigen. Betrachten wir die einzelnen kleinen Felder an Stellen, wo sie sich besonders scharf zeichnen und bei hinreichend starker Vergrösserung, so können wir in denselben eine grosse Zahl kleiner, dunkler Punkte unterscheiden. Diese Punkte entsprechen feinen Siebporen. Bei gedrängter Lage der Siebtüpfel wie sie an den Endflächen der Siebröhre gegeben ist, überzieht die Callusplatte gemeinsam eine ganze Anzahl von Tüpfeln. An den nackten Siebtüpfeln tritt die Felderung auch ohne Tinction deutlich hervor; die Felder lassen auch jetzt eine feine Punktirung erkennen. — Aehnliche Effecte in Roth lassen sich durch Einlegen der Schnitte in Corallinsoda erreichen. Die Schnitte müssen etwa eine Stunde oder länger in der Farbstofflösung verweilen. Sie werden hierauf in Wasser untersucht. Die Siebtüpfel, treten bei dieser Behandlung etwas weniger deutlich hervor, da auch die Zellwände tingirt sind; doch zeigen letztere gelbrothe, die Siebtüpfel rosenrothe Färbung. Die Färbung des Siebtüpfels selbst ist in mancher Beziehung sogar schärfer, als diejenige mit Anilinblau. Namentlich gut ist die Punktirung in den Siebfeldern zu erkennen. Die Siebfelder haben sich auch hier wieder dunkler gefärbt; die Callusplatten sind glänzend rosenroth. — Einige Schnitte wollen wir auch noch mit Chlorzinkjod behandeln. Die Chlorzinkjodlösung muss aber mit einer Lösung von Jod in Jodkalium und Wasser versetzt sein, damit alle Reactionen gut ge-

lingen[6].) Diese jodjodkaliumhaltige Chlorzinkjodlösung bildet eine leicht bewegliche Flüssigkeit. Sie färbt die Wände der Siebröhre schön violett. Die Siebtüpfel zeichnen sich, soweit noch in Thätigkeit, als helle, rothbraun gefleckte, respective mit rothbraunen Callusplatten bedeckte Stellen aus. Die rothbraune Färbung der Callusplatten gelingt nicht mit Chlorzinkjodlösung allein; auch werden die Callusplatten durch concentrirte Chlorzinkjodlösung nach einiger Zeit mehr oder weniger vollständig gelöst. Die inactiven Siebtüpfel sind von der jodjodkaliumhaltigen Chlorzinkjodlösung schwach hellviolett tingirt worden. Betrachten wir näher die activen Siebtüpfel, so können wir feststellen, dass auch in diesen das netzförmige Gerüst eine hellviolette Färbung angenommen hat. Der Inhalt der Felder erscheint rothbraun und wie von feinkörnigen Stäbchen durchsetzt. — Der Inhalt der Siebröhren tritt uns als dünner, protoplasmatischer Wandbelag, in welchem mehr oder weniger zahlreiche kleine Stärkekörner liegen, entgegen. An den Siebtüpfelchen sind Plasma-Ansammlungen vorhanden. Die junge Siebröhre besitzt einen scheibenförmigen Zellkern, der in der ausgebildeten Siebröhre in eine körnige Masse zerfällt. Die fertige Siebröhre ist somit kernlos, sie bleibt trotzdem noch längere Zeit functionsfähig, wie denn die Siebröhren überhaupt das seltene Beispiel uns bieten, wo das Zellplasma den Zellkern überlebt.

Die krystallführenden Schläuche des Bastes fallen auf dem Längsschnitt leicht durch ihren braunen Inhalt auf, sie sind relativ kurz, stossen vorwiegend mit queren Wänden auf einander und sind augenscheinlich durch quere Theilung der Cambiumzellen entstanden. Sie führen zahlreiche, über und neben einander gelagerte prismatische Krystalle. Es treten uns ausserdem die stärkeführenden Zellen entgegen. Dieselben sind noch kürzer als die Krystallzellen, liegen in Fäden über einander, sind auch einzeln oder in längerer Reihe den krystallführenden Zellen eingeschaltet. Diese stärkeführenden Zellen schwellen später sehr bedeutend an. — Die Markstrahlen lassen sich aus dem Holz in den Bast leicht verfolgen; sie behalten dort ihren Bau im Wesentlichen bei; nur verlieren sie ihre charakteristische Tüpfelung; die inneren stärkeführenden Reihen werden immer noch von inhaltsleeren Randzellen oben und unten eingefasst.

Die Harzgänge präsentiren sich im Längsschnitt als lange fortlaufende Röhren, von den uns schon bekannten Zellen, die nur geringe Länge haben, mit queren Wänden auf einander stossen und sich mehr oder weniger in den Harzgang vorwölben, eingefasst. Man trifft auch Markstrahlen, die einen Harzgang in ihrem Innern führen. Ein solcher Harzgang hat dem entsprechend einen radialen Verlauf, und gelingt es oft, ihn durch das Cambium hindurch aus dem Holz in den Bast zu verfolgen.

Der tangentiale Längsschnitt, den wir ebenfalls aus dem Alcohol-Material gewinnen, muss mindestens an zwei Stellen ausgeführt werden, nämlich einmal im Holz und einmal im Bast. Der Holzschnitt zeigt uns die Tracheïden und durchschnittenen Mark-

Letztere erscheinen mit spindelförmigem Umriss, weil ihre
egen die beiden Enden hin schmäler werden. Die nie-
Markstrahlen sind etwa dreizellig, die meisten etwa achtzel-
kann ihre Höhe bis auf etwa 20 Zellen steigen. Die nie-
ind stets einschichtig, die höheren können in der Mitte
chtig werden, die letzteren haben dann gewöhnlich einen
;, der sich jetzt quer durchschnitten zeigt, aufzuweisen.
len zu stellenden Anforderungen entsprechender Bastschnitt
ohne Weiteres zu erlangen. Es bleibt uns nichts übrig,
len älteren Basttheilen aus beginnend, eine grössere Zahl
der folgender Schnitte auszuführen, bis dass wir das Jung-
icht haben. Diese Schnitte durchmustern wir hierauf bei
r Vergrösserung, und suchen diejenigen aus, welche die
iven Siebröhren enthalten. Hierbei können wir uns an
usplatten orientiren, die selbst ohne Tinction und bei
r Vergrösserung als stark lichtbrechende, den Zellwänden
le Wulste in die Augen fallen. Am besten lässt sich der
nittese Siebtüpfel in Chlorzinkjod, dem wir eine gleiche
alb mit Wasser verdünnter Jodjodkaliumlösung hinzufügen,
Das Bild des Siebtüpfels ist
Ansicht das nämliche wie im Quer-
loch die Zahl der getroffenen Sieb-
hr gross und daher ein günstiger
nitt leichter zu bekommen. Man
selben am schnellsten wohl an den
des Schnittes finden. Die Sieb-
ig. 64 *A*) präsentiren sich uns im
nerhalb der vom Messer getroffenen,
Siebröhren-Wände. Die Wände
id in der Chlorzinkjodlösung etwas
und haben violette Färbung an-
n. Der Siebtüpfel ist, soweit er
ch thätigen Siebröhre angehörte,
tingirt. Diese Tinction rührt von
masträngen her, die beiderseits in
elder vordringen. So sieht es denn
venn der Siebtüpfel von rothbraunen
urchsetzt wäre (vergl. die Figur).
Callusplatten (*B*) haben sich, falls
zinkjodlösung nicht zu concentrirt
nicht lösend einwirkte, rothbraun
Die Siebtüpfel ausser Function ge-
iebröhren (*C*) erscheinen hell violett; die Plasmastifte und
tten sind an denselben verschwunden. — Tingiren wir
lchen tangentialen Längsschnitt in Anilinblau und unter-
n in Glycerin, so fallen uns die leuchtend blauen Callus-
ehr in die Augen. Wir können das Anwachsen derselben
, das Schwinden andererseits leicht verfolgen.

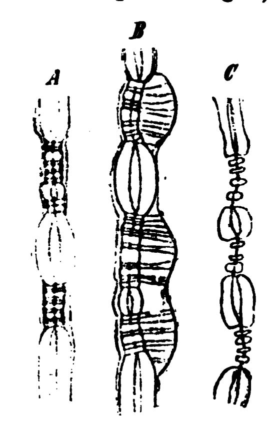


Fig. 64. Pinus silvestris. Wandtheile der Siebröhre nach Chlorzinkjodbehandlung. *A* vor Bildung der Callusplatte; *B* nach Bildung derselben; *C* aus einer ausser Thätigkeit gesetzten Siebröhre. Vergr. 540.

Zum eingehenden Studium der Siebtüpfel benutzen wir die in jodjodkaliumhaltiger Chlorzinkjodlösung liegenden Schnitte. Die schwache Quellung der Siebröhrenwände und der Siebplatten der Siebtüpfel erleichtert uns die Untersuchung. Die Wände der Siebröhren zeigen deutliche Schichtung, die sich in verschiedenen Tönen der violetten Färbung offenbart. Die Wandung des Siebtüpfels ist in dem Gerüst hell violett tingirt und erscheint von Strängen rothbrauner Substanz durchzogen. Diese Stränge entsprechen den Siebfeldern, die wir in der radialen Ansicht sahen. Ist der Schnitt sehr zart, ein Siebtüpfel sehr gut getroffen, die Vergrösserung ausreichend, so lassen sich noch weitere Einzelheiten unterscheiden. Wir konstatiren dann, dass der braune, den Siebtüpfel durchsetzende Strang nicht einfach ist. Wir erkennen in demselben meist zwei bis drei sehr zarte feinkörnige Streifen, die in der Mitte durch je ein gelblich gefärbtes Knötchen unterbrochen sind, an ihren freien Enden mit einer kleinen knopfförmigen Anschwellung endigen (Fig. 64 *A*). Die mittleren Knötchen entsprechen den gequollenen Mittellamellen der Siebplatte. Die zarten Stränge, die beiderseits auf dieselben führen, sind mit Plasma erfüllte Kanäle. Zwischen den Porenkanälen jedes Feldes ist aber Callusmasse vorhanden, daher die Färbung der Felder, die wir in der radialen Ansicht bereits constatirten.

In dem protoplasmatischen Wandbelag der Siebröhre ist vor jedem Siebtüpfel eine Ansammlung von Inhalt leicht festzustellen. Aelteren Siebtüpfeln liegt die mehr oder weniger vorspringende, rothbraun gefärbte Callusplatte an (Fig. 64 *B*). Meist ist dieselbe nur an der einen Seite des Siebtüpfels entwickelt. Stets findet man sie nur einseitig an den geneigten Endflächen der Siebröhren. Die einseitigen Callusplatten sind dort meist mit einander verschmolzen. Bei aufmerksamer Betrachtung der Callusplatten fällt es auf, dass die Substanz derselben von dunkleren Linien, welche auf die feinen Poren des Siebfeldes treffen, durchsetzt ist. Dieselben verdanken feinen Plasmasträngen ihre Entstehung. Auch an der Callusplatte ist zunächst noch die Plasmaansammlung zu constatiren, die wir zuvor an dem unbedeckten Siebtüpfel sahen. Sie hat eine uhrglasförmige Gestalt angenommen, wird schliesslich bei weiterer Grössenzunahme der Callusplatte meist von dieser zur Seite gedrängt und in deren Bildung verbraucht. Es unterliegt keinem Zweifel, dass die Callusplatte von dem protoplasmatischen Wandbelag der Siebröhre gebildet wird. — In nächst älteren Siebröhren sehen wir die Callusplatten schwinden und die Siebröhre hierauf ihren ganzen Plasmaleib einbüssen. Die Siebplatte erscheint jetzt völlig leer, die Siebfelder sind ohne allen Inhalt (Fig. 64 *C*). Die primäre Wand der Siebplatte ist innerhalb der Siebfelder als Schliesshaut leicht zu sehen und zeigt deutlich die zwei bis drei Knötchen, die wir in der activen Siebplatte als die feinen Plasmaträger trennend schon erkannt hatten. Diese Knoten sind bräunlich gefärbt. Ihre Existenz in der entleerten Siebröhre zeigt uns somit, dass die protoplasmatischen Fortsätze der angrenzenden Siebröhren durch gequollene Stellen der Schliesshaut getrennt bleiben. Eine offene Communication innerhalb letzterer, durch Vermittlung äusserst feiner Plasmafäden, ist aber wohl sicher anzunehmen. — Die Bilder, die wir an Schnitten erhalten, welche

wir mit Corallin-Soda oder Anilinblau färben, sind ebenfalls sehr instructiv, wenn auch für das Studium der Einzelheiten weniger geeignet. Die in Glycerin eingelegten Anilinblau-Präparate zeigen besonders schön das Anwachsen der Callusplatten. Dieselben beginnen als kleine knopfförmige Vorsprünge an den Siebfeldern, bald sind diese Siebtüpfel in seitlicher Berührung und verschmelzen zu dem, einem ganzen Siebtüpfel gemeinsamen Belege. Bei weiterer Grössenzunahme erfolgt eventuell auch ein Verschmelzen der Belege benachbarter Siebtüpfel. — Von Interesse ist es auch noch, diejenigen tangentialen Längsschnitte näher zu betrachten, welche das Cambium selbst getroffen haben. Wir sehen die Cambiumzellen in ihrer grössten Breite und stellen die mehr oder weniger einseitige Zuspitzung der Enden fest. Combiniren wir dieses Bild mit denjenigen, die wir im Querschnitt und im radialen Längsschnitt sahen, so können wir die Gestalt der ganzen Cambiumzelle bestimmen als diejenige eines rechteckigen Prismas, dessen tangentialer Durchmesser etwa noch einmal so gross als der radiale ist, das von der einen Seite her in tangentialer Richtung zugespitzt ist zu einer oberen und unteren radial gestellten Kante, die selbst wieder mehr oder weniger geneigt sein kann.[9])

Mit wesentlich dem nämlichen Erfolg wie den Stamm können wir auch alte Wurzeln von Pinus silvestris in Untersuchung nehmen. Der secundäre Zuwachs an denselben unterscheidet sich nicht von dem secundären Zuwachs im Stamm. Um wichtige Differenzen zu bekommen, müssten wir den mittleren Theil der Wurzel untersuchen, wovon wir jetzt aber absehen wollen. Das secundär vom Cambium aus erzeugte Gewebe der Wurzel ist nun insofern für das Studium noch günstiger, als die Elemente desselben grösser als im Stamme sind. Das fällt uns sofort an jedem Querschnitt auf und namentlich die Schnitte, welche das Cambium in sich schliessen, werden dadurch sehr lehrreich. Der radiale Längsschnitt zeigt uns dann sehr schön, was am Querschnitt uns vielleicht schon aufgefallen war, dass nämlich in den breitesten Frühlingszellen des Holzes vielfach zwei behöfte Tüpfel in gleicher Höhe neben einander stehen. Solche Tüpfel sind gewöhnlich von einem gemeinsamen, bis an die Seitenwände reichenden Rahmen umfasst (Fig. 65 *A*)

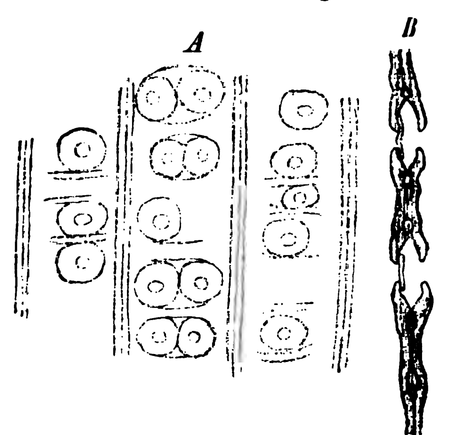


Fig. 65. Pinus silvestris, secundäres Wurzelholz. *A* Stücke angrenzender Tracheïden, aus einem radialen Längsschnitt. Vergr. 240. *B* ein Stück Wand im tangentialen Längsschnitt, die Anschwellung der primären Wand zeigend, welche die Erscheinung der Tüpfelrahmen veranlasst. Vergr. 540.

Auch wo nur ein Tüpfel aus der Mediane verschoben an einer solchen breiten Wand steht, ist öfters der eben erwähnte Rahmen zu sehen. Sehr zarte tangentiale Längsschnitte (Fig. 65 *B*) verrathen, dass die Erscheinung der Rahmen veranlasst wird durch Anschwellungen der inneren, primären, von der Verdickungsschicht bedeckten Wand.

Während uns im Bast von Pinus silvestris ausschliesslich dünnwandige Elemente entgegentraten, sehen wir im Baste von Juniperus communis (Wachholder) auch stark verdickte Bastfasern. Das veranlasst uns, ein Stammstück von genannter Pflanze näher zu betrachten. Der Querschnitt bietet im Holztheil wenig Eigenthümliches; es kehren hier dieselben Verhältnisse wie bei Pinus wieder; nur fehlen die Harzgänge, dagegen sehen wir häufig einzelne mit Harz erfüllte Tracheïden. Nicht selten sind derartige Tracheïden schmäler als ihre Nachbarinnen. Im Bast tritt uns eine auffallend regelmässige Abwechslung dünnwandiger und dickwandiger Elemente entgegen. Die dickwandigen sind weisse, stark lichtbrechende „Bastfasern“ und fallen daher auch besonders in die Augen. Es kann die Verdickung einzelner, ja selbst sämmtlicher Elemente einer solchen tangentialen Bastfaserreihe unterbleiben, dann sind entsprechend geformte, unverdickte Zellen da. Die Bastfasern zeigen zahlreiche Poren, die vorwiegend nach den Kanten der Zelle führen. Auf eine Bastfaserreihe folgt eine Siebröhrenreihe, dann eine Reihe von Bastparenchymzellen, dann wieder Siebröhren und schliesslich wieder die Bastfasern. Alle diese tangential orientirten Reihen sind nur je eine Zelllage stark. Die Elemente dieser Reihen treffen in radialer Richtung auf einander. Diese radiale Anordnung setzt sich aus dem Holze durch das Cambium in den Bast fort. Ist der Schnitt nicht hinlänglich zart, um alle Details der Structur zu zeigen, so hilft Zusatz von Kalilauge. Jetzt stellt man ohne Mühe fest, dass die radialen Wände im Bast mit kleinen Krystallen dicht angefüllt sind.[10]) Diese Krystalle liegen in den gequollenen primären Innenlamellen dieser Wände. Die Poren der Bastfasern sind gegen diese Wandtheile gerichtet. Mit Hülfe von Salzsäure weist man nach, dass die Krystalle aus Calciumoxalat bestehen. In älteren Theilen des secundären Bastes schwellen die Bastparenchymzellen an und drücken die Siebröhren zusammen. — Der radiale Längsschnitt lehrt, dass die Markstrahlen des Holzkörpers der inhaltsleeren Randzellen, die wir bei Pinus fanden, entbehren. Zusatz einer Jodlösung, weist in allen Zellreihen des Markstrahls Stärke nach. Die Tüpfel sind nach den Markstrahlzellen zu unbehöft; öfters fallen je zwei auf die Höhe einer Zelle. Im Basttheil erkennt man leicht die langen, an ihren Enden zugespitzten Bastfasern; sie zeichnen sich durch eine für Bastfasern auffallend starke Porosität aus. Die Bastfasern, die uns hier zum ersten Mal entgegentreten, sind ihrem ganzen Bau nach Sklerenchymfasern und dienen auch wie diese als mechanische Elemente zur Festigung des Pflanzenkörpers. Sie

könnten somit auch als Sklerenchymfasern des Bastes bezeichnet werden. Sie zeichnen sich den anderen Sklerenchymfasern gegenüber öfters dadurch aus, dass sie trotz starker Verdickung unverholzt bleiben. Für Juniperus trifft dies übrigens nicht zu, denn hier färben sie sich nach Zusatz von Chlorzinkjodlösung gelbbraun. Die Siebröhren lassen sich bei Juniperus weniger gut als bei Pinus studiren. Die Bastparenchymzellen sind kurz, führen Stärke; in den älteren Theilen des Bastes nehmen sie tonnenförmige Gestalt an.

Das Holz des Eibenbaumes (Taxus baccata) ist auch ohne Harzgänge, zeigt aber wie Juniperus meist einzelne mit Harz erfüllte Tracheïden. Die Längsschnitte sind so charakteristisch, dass man an denselben Eibenholz sofort erkennen kann. Die Tracheïden führen nämlich ausser den behöften Tüpfeln auch noch, als innerste Verdickung, weit gewundene Schraubenbänder. Der radiale Längsschnitt lehrt, dass die Markstrahlen hier ganz ähnlich wie bei Juniperus gebaut sind. Der Bast zeigt im Querschnitt dieselbe Anordnung der Elemente wie beim Wachholder, allein wir finden, falls wir einen jungen Stammtheil untersuchen, an Stelle der Bastfasern unverdickte Zellen. Diese Zellen sind dadurch merkwürdig, dass ihrer Wand kleine, in das Zelllumen theilweise vorspringende Calciumoxalat-Krystalle eingelagert sind. Dem entsprechend fehlt die Krystalleinlagerung in den Mittellamellen der radialen Trennungswände. In älteren, mindestens zwanzigjährigen Stämmen werden einzelne solcher krystallführenden Zellen sehr stark verdickt. Die nachgebildeten Verdickungsschichten setzen an die krystallführenden an, so dass die Krystalle jetzt in den äusseren Theilen der Wandung eingeschlossen erscheinen. Diese nachträgliche Bildung von Schichten, welche hier augenscheinlich den krystallführenden angelagert wurden, ist ein schönes Beispiel für Wachsthum der Zellwandung durch Auflagerung (Apposition). Solche verdickte Bastzellen älterer Taxusstämme sehen ebenso wie die Bastfasern von Juniperus aus, nur dass die Poren der Verdickungsschichten nicht nach den Kanten der Zelle führen, eine Erscheinung, die bei Juniperus mit der Krystallausscheidung in jener Richtung zusammenhing. Auf Längsschnitten lässt sich übrigens feststellen, dass auch die unverdickten, krystallführenden Zellen bei Taxus dieselbe Gestalt wie die verdickten Bastfasern von Juniperus haben.

Alle Nadelhölzer sind durch die behöften Tüpfel ihrer Tracheïden und durch den Mangel von Gefässen im secundären Holz ausgezeichnet. Taxus erkennen wir, wie schon erwähnt wurde, leicht an den Schraubenbändern der Tracheïden. Zwar sind öfters auch die Tracheïden der Kiefer, besonders aber diejenigen der Fichte und der Lärche deutlich gestreift, doch rührt diese Streifung nicht von weit gewundenen Schraubenbändern, vielmehr von einer sehr feinen und dichten, schräg aufsteigenden schraubigen Differenzirung in der Zellwand her. — Das Holz der Kiefer erkennen wir leicht an seinen Markstrahlen, die oben und unten von leeren, behöft

getüpfelten, mit zackigen Vorsprüngen versehenen Tracheïden eingefasst sind. — Die Markstrahlen der Fichte und Lärche sind zwar meistens auch von inhaltsleeren, behöft getüpfelten Tracheïden oben und unten eingefasst, doch fehlen den letzteren die zackigen Vorsprünge. Fichte und Lärche sind in ihrem Holze so ähnlich, dass man sie kaum unterscheiden kann. Ein Stückchen secundärer Rinde hilft hier über die Schwierigkeiten hinweg, denn man findet in den secundären Bast eingestreut bei der Fichte Gruppen abgerundeter, stark verdickter Steinzellen, bei der Lärche hingegen isolirte Bastfasern. Auch die primäre Rinde der Lärche an jungen Stammtheilen ist daran zû erkennen, dass ihr einzelne stark verdickte, unregelmässig verzweigte, an den Zweigenden zugespitzte Sklerenchymzellen eingelagert sind. Diese Gebilde fehlen in der primären Rinde der Fichte. Dem Wachholder wie der Eibe und der Edeltanne fehlen die Harzgänge, doch ist die Eibe leicht von den beiden, wie von allen andern einheimischen Nadelhölzern zu trennen; schwieriger ist es hingegen, falls die secundäre Rinde nicht vorhanden ist, Wachholder und Edeltanne auseinander zu halten. Beide haben Markstrahlen ohne inhaltsleere Zellreihen zur Einfassung. Doch die Tracheïden der Edeltanne sind etwa doppelt so breit als diejenigen des Wachholders, das Verhältniss im Mittel 0,030 zu 0,018 *mm*. Auch fehlen bei der Edeltanne die mit Harz erfüllten Tracheïden, die man gewöhnlich beim Wachholder trifft. Der secundäre Bast des Wachholders ist, so weit vorhanden, an der regelmässigen Abwechslung dünnwandiger Elemente und Bastfasern ausserordentlich kenntlich.

Diese Schilderung des Baues der Stämme einheimischer Nadelhölzer zeigt uns, wie anatomische Merkmale zu Bestimmungen von Holzarten benutzt werden können. Die Merkmale, die wir gewonnen haben, lassen sich in folgenden Schlüssel bringen:

- I. Tracheïden mit weit gewundenen Schraubenbändern — Taxus.
- II. Tracheïden ohne weit gewundene Schraubenbänder.
  - 1. Harzgänge im Holz und den grösseren Markstrahlen
    - a) Markstrahlen von inhaltsleeren Zellreihen mit zackiger Verdickung an dem obern und untern Rande eingefasst . . . . Kiefer.
    - b) Markstrahlen zum Theil auch von inhaltsleeren Zellreihen, doch nie mit zackiger Verdickung an dem obern und untern Rande eingefasst
      - α. Steinzellgruppen im secundären Baste — Fichte.
      - β. Isolirte Bastfasern im secundären Baste — Lärche.
  - 2. Ohne Harzgänge in Holz- und Markstrahlen
    - a) ohne harzerfüllte Tracheïden, die Tracheïden im Mittel 0,030 *mm*. breit . . . . Edeltanne.
    - b) Meist mit einzelnen harzerfüllten Tracheïden, die Tracheïden im Mittel 0,018 *mm*. breit, im secundären Bast regelmässige Abwechslung von Bastfaserreihen mit dünnwandigen Elementen . . . . Wachholder.

Anmerkungen zum XI. Pensum.

[1]) Russow, Bot. Centralbl. 1883. Bd. XIII, pag. 140.
[2]) Sanio, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IX, pag. 51; E. Strasburger, Zellhäute, pag. 39.
[3]) Nach N. J. C. Müller, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. V, pag. 398.
[4]) Näheres bei de Bary, vergl. Anatomie. pag. 505.
[5]) Russow, Dorp. naturf. Gesellsch. 24. Sept. 1881.
[6]) Janczewski, Mém de la soc. d. sc. nat. de Cherbourg. Vol. XXIII, pag. 260; E. Strasburger, Zellhäute, pag. 57; Russow, Dorp. naturf. Gesellsch. 17. Febr. 1882. pag. 264.
[7]) K. Wilhelm, Beiträge zur Kenntniss des Siebröhrenapparates. 1880. pag. 36; Russow, Stzber. d. Dorp. naturf. Gesellsch. 1881. pag. 63.
[8]) Russow, Stzber. d. Dorp. naturf. Gesellsch. 1882. pag. 260.
[9]) Vergl. auch de Bary, vergl. Anat. pag. 479.
[10]) Vergl. Solms-Laubach, Bot. Ztg. 1871, Sp. 509; Pfitzer, Flora. 1872. pag. 97. In diesen Arbeiten die übrige Literatur.

XII. Pensum.

Als weiteres Untersuchungsobject wählen wir die **Linde** (Tilia parvifolia). Der Querschnitt durch einen 5 *mm.* dicken Zweig zeigt uns ein grosszelliges Mark, dessen lufthaltige Zellen um einzelne engere, mit feinkörnigem, braunen Inhalte erfüllte Zellen rosettenförmig gruppirt sind. In den äusseren Theilen des Markes liegen Gummibehälter, die Höhlungen in dem parenchymatischen Gewebe bilden, doch bereits inhaltsleer sind. Am äussersten Rande ist das Mark kleinzellig, die Zellen mit feinkörnigem Inhalt erfüllt. In diese kleinzelligen Gewebe ragen die primären Holztheile der Gefässbündel hinein. Die abrollbaren Schraubengefässe derselben fallen, durch die hier und da hervorgetretenen Verdickungsbänder, schon am Querschnitt in die Augen. Wir zählen etwa fünf Jahresringe an dem Querschnitt eines 5 *mm.* dicken Zweiges ab, wobei uns vielleicht auffallen wird, dass die aufeinander folgenden Jahresringe sehr verschieden stark sein können. Im Frühjahr werden grosse Gefässe dicht an einander erzeugt und markiren vor Allem die Jahresgrenze. Weiterhin entstehen die weiten Gefässe nur vereinzelt, oder in vereinzelten Gruppen; in den letzten Phasen der Vegetation bildet das Cambium nur englumige Elemente. Jenseits des Cambiums fallen vor Allem die sich keilförmig zuspitzenden Basttheile auf. In denselben ist eine Abwechslung tangential orientirter weisser und dunkler Streifen gegeben. Die glänzenden weissen Streifen werden von zahlreichen, fest verbundenen Bastfasern gebildet, deren Wände fast bis zum Schwinden des Lumens verdickt sind. Das Lumen jeder einzelnen Zelle zeigt sich nur noch als schwarzer Punkt. Die Streifen haben unregelmässigen Contour, können auch wohl unterbrochen sein. Die dunkleren Streifen zwischen den weissen bestehen aus englumigeren, stärkeführenden Zellen, die sich vornehmlich an die Bastfasern anlehnen und Bastparenchym sind, und aus weitlumigen Elementen, die sich mehr in der Mitte der Streifen halten und in denen wir Siebröhren erkennen. Kleine Zellen, die in oft ganz auffallender Weise von den Ecken der Siebröhren abgeschnitten werden, sind die Geleitzellen. Man wird ungefähr doppelt so viel secundäre Bastfaserstreifen zählen können, als Jahresringe im Holz vorhanden sind.

s entstehen, von den beiden ersten Jahren abgesehen, zwei Blatt-
serstreifen annähernd regelmässig in jedem Jahre. Der äusserste
and der Figur wird von dem primären Sklerenchymstrange einge-
mmen, der von dem secundären Baststrange in keiner Weise ab-
eicht. Die primären Markstrahlen im Holzkörper sind meist zwei,
n und wieder auch mehr, Zelllagen stark, die secundären Mark-
rahlen nur eine Zelllage. Sie lassen sich durch das Cambium
s zur primären Rinde resp. in die Bastkörper verfolgen. Die
nden der primären Markstrahlen sind bedeutend erweitert und
ennen die Basttheile. Sie bilden umgekehrt wie jene orientirte
eile. Die zahlreichen tangentialen Theilungen in diesen Mark-
rahlenden haben eine Anordnung der Zellen in tangentialen Reihen
ranlasst. Der Aussenrand der Markstrahlen und die primären
heile der Bastkörper tauchen in die lebhaft grüne primäre Rinde.
den äusseren Theilen der Markstrahlen und in der primären
inde fallen zahlreiche Krystalldrusen auf. Folgen nach aussen
e chlorophyllhaltigen, an ihren weissen, besonders in den Ecken
ark verdickten Wänden leicht kenntlichen Collenchymzellen. Die
berfläche des Stammes nimmt ein regelmässig entwickeltes Peri-
rm ein, dessen flache Zellen ihrem Alter gemäss, das heisst von
nen nach aussen fortschreitend, immer stärker gebräunt sich zeigen.

Am radialen Längsschnitt stellen wir fest, dass die Gefässe
s secundären Holzes behöft getüpfelt sind, ausserdem noch zwi-
hen den Tüpfeln als innerste Verdickungsschicht Schraubenbänder
hren. Die aufeinanderstossenden Gefässenden zeigen eine ge-
igte, mit einer einzigen grossen Oeffnung perforirte Wand. Ausser
n Gefässen und zwar durch Zwischenformen mit denselben ver-
nden, sind, namentlich im Herbstholz, ebenso wie die Gefässe
rdickte, doch regelmässig an beiden Enden zugespitzte und dort
schlossene Tracheïden zu sehen. Zwischen den Gefässen und
n Tracheïden liegen gestreckte, an beiden Enden zugespitzte,
it kleinen, spärlichen, am Grunde schwach behöften Tüpfeln be-
tzte „Holzfasern" (Libriformfasern) und enge mit Oeltröpfchen
ler Stärke erfüllte, unbehöft getüpfelte, mit queren, ebenso ge-
pfelten Wänden aufeinanderstossende Holzparenchymzellen. Die
olzfasern sind länger als die Tracheïden, wie jene ohne lebenden
halt, nur Luft und Wasser führend; ihnen functionell jedenfalls
he verwandt. Die Tüpfel der Holzfasern münden im Zelllumen
it einem engen Spalt, der in den anstossenden Zellen entgegen-
setzt geneigt ist; daher sich bei mittlerer Einstellung ein kleines
reuz im Tüpfel zeichnet. In diesen Holzfasern, wie fast allge-
ein in den mechanischen Elementen (den Stereïden) steigen die
altenförmigen Tüpfel links auf, das heisst, sie folgen einer links-
ufigen Schraubenlinie.[1]) — In der Wandung der Gefässe sind
e Tüpfel nur dort gross und zahlreich entwickelt, wo ein Gefäss
ein anderes, oder an eine Tracheïde grenzt. Die an die Holz-
sern stossenden Wandflächen sind ebenso spärlich und klein ge-
pfelt wie jene. Dort wo Holzparenchymzellen an ein Gefäss an-

schliessen, ist eine entsprechende Beeinflussung der Tüpfelung ebenfalls zu erkennen: die Gefässtüpfel sind dort nur einseitig nach dem Gefäss zu behöft. Die Herbstholzfasern werden besonders eng. — Die Markstrahlen laufen als quere Streifen von bedeutender Höhe durch das Holz; sie bestehen aus rechteckigen, radial gestreckten Zellen, die Stärke führen und namentlich an den tangential gestellten Wänden sehr zahlreiche Tüpfel besitzen. Im Bast sieht man die sehr langen, stark verdickten, an den Enden zugespitzten weissen Bastfasern, zwischen den Bastfasersträngen kurze, mit queren Wänden versehene, Stärke, hin und wieder auch Krystallprismen führende Parenchymzellen und die Siebröhren, deren Siebplatten, wenn schräg gestellt, durch quere Balken in mehrere Abschnitte zerlegt, sich zeigen. Ausserdem bietet einiges Interesse noch das Collenchym und der Kork. Da aber die Collenchym- und Korkzellen ebenso hoch als breit sind, so gleicht das Bild derselben im Längsschnitte demjenigen des Querschnittes vollständig.

Der tangentiale Längsschnitt bestätigt den aus radialen Längsschnitten gezogenen Schluss auf die sehr bedeutende Höhe einzelner Markstrahlen. Die Markstrahlen sind entweder in der ganzen Höhe einschichtig, oder in der Mitte doppelschichtig. Im Uebrigen finden wir dieselben Elemente wie am Radialschnitt wieder.

Kehren wir nach Betrachtung der Längsschnitte zu dem Querschnitt zurück, so gelingt es uns jetzt wohl auch an diesem den Bau des Holzes zu erkennen. Die Hauptmasse des Holzes wird von Holzfasern gebildet, im Herbstholz sind dieselben flacher und fast allein vorhanden. Die Tüpfel der Holzfasern sind schwer zu sehen, wo man einen solchen bemerkt, zeigt er nur an seinem Grunde einen kleinen Hof. Die Gefässe und Tracheïden lassen sich an ihren behöften Tüpfeln erkennen, nur wo diese Elemente aneinander stossen, sind die Tüpfel sehr zahlreich. Eine scharfe Grenze zwischen Gefässen und Tracheïden ist auch am Querschnitt nicht zu ziehen. Die Holzparenchymzellen zeichnen sich durch geringe Weite aus, sie liegen vorwiegend um die Gefässe und sind auch einzeln zwischen die übrigen Elemente eingestreut. Ihren Stärkegehalt nach Jodbehandlung kann man nur an dickeren Stellen des Schnittes zu ihrer Erkennung benutzen, da an dünneren Stellen die Stärke durch das Messer meist über alle Zellen verstreut wird.

Chlorzinkjodlösung färbt die Holztheile gelbbraun, das Cambium violett. Im Bast ist eine schöne Abwechslung zwischen den violetten, dünnwandigen Partieen und den hellgelben, dickwandigen Bastfasern gegeben. Die verlängerten Markstrahlen und die primäre Rinde sind violett, der Kork rothbraun.

Corallin färbt das Holz kirschroth, die Bastfasern ganz auffallend schön glänzend rosenroth. Die Siebplatten treten in fuchsrother Färbung selbst am Querschnitt deutlich hervor.

Der Schwierigkeiten wegen, welche das Studium des secundären Holzes bereitet, wollen wir auch hier das Macerationsver-

fahren zu Hülfe nehmen und die Elemente isolirt von einander be-

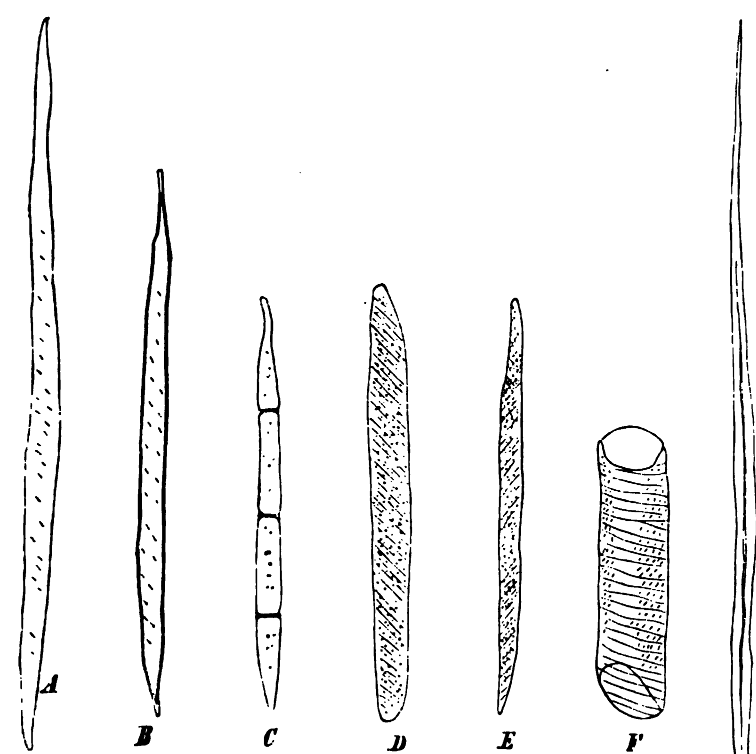


Fig. 66. Tilia parvifolia. Durch Maceration isolirte Elemente aus dem secundären Holz und Bast. *A* u. *B* Holzfasern (Libriform); *C* Holzparenchym; *D* u. *E* Tracheïden; *F* Gefässtheile; *G* Bastfasern. Vergr. 180.

trachten. Wir verfahren ebenso wie vorhin mit Aristolochia und zerkleinern den macerirten Schnitt mit den Nadeln. Da treten uns in den Präparaten besonders massenhaft die Holzfasern entgegen (Fig. 66, *A*, *B*). Die Quellung der Wände bewirkt jetzt, dass die Tüpfel an denselben noch verkleinert scheinen; sie steigen schräg spaltenförmig auf. Die kurzen Parenchymzellen, an ihrem Inhalt kenntlich, getrennt, oder meist noch zu Fäden verbunden, die im äussern Umriss den Holzfasern gleichen (*C*), liegen zwischen den Holzfasern zerstreut. Wir finden weiter, in geringerer Zahl, mit Schraubenbändern versehene Tracheïden, im äussern Contour mehr den Holzfasern (*E*), oder mehr den Gefässen (*D*) sich nähernd; endlich die Gefässe, in Abschnitte getrennt (*F*), oder zu längeren Röhren zusammenhängend. Auch fallen uns in dem Präparat die sehr langen, mit äusserst engem Lumen versehenen Bastfasern (*G*) auf. Aufmerksame Betrachtung der

Tracheïden und Gefässe lässt constatiren, dass die spaltenförmigen Mündungsstellen der Tüpfel entgegengesetzte Neigung als die Schraubenbänder zeigen, in weitern Gefässen ist ihre Neigung auch viel steiler, als diejenige des Schraubenbandes, in den engen Tracheïden etwa eben so steil. — Die Tracheïden können, wie eben berührt wurde, den Gefässen sehr ähnlich sein; in der That ist eine scharfe Trennung zwischen den weitesten Tracheïden und den engsten Gefässen hier kaum durchzuführen. Entscheiden würde in den einzelnen Fällen der Umstand, ob das betreffende Element an den Enden perforirt ist oder nicht. Doch da diese Entscheidung gerade in den fraglichen Fällen oft grosse Schwierigkeit macht, so haben wir aus practischen Gründen hier und an anderen Orten von derselben abgesehen. Thatsächlich ist diese Entscheidung auch nicht von grossem Belang, da Gefässe und Tracheïden, wie wir an diesem Beispiel sehen, ohne scharfe Grenzen in einander übergehen können. Wir haben uns daher auch bis jetzt in der Wahl der Bezeichnung mehr durch die äussere Form bestimmen lassen und in fraglichen Fällen die röhrenförmigen Formen den Gefässen, die faserförmigen den Tracheïden zugezählt.

Einige neue Thatsachen werden für uns aus dem Studium des Holzes von Hedera Helix zu gewinnen sein. Wir betrachten zuerst den Querschnitt. Auf das grosszellige innere Mark folgt die kleinzellige Markkrone, in welche die primären Holztheile hineinragen. Der secundäre Holzkörper zeigt: Gefässe, deren Weite gegen den Herbst hin abnimmt; stark verdickte, zu tangentialen Streifen vereinigte Holzfasern, mit engen, am Grunde schwach behöften Tüpfeln; etwas dünnwandigere, zugleich weitlumigere Tracheïden und Holzparenchymzellen, zwischen den Gefässen liegend und mit diesen zugleich Binden bildend, die mit den Holzfaserbinden abwechseln. Der Holzkörper wird durchsezt von weiteren, bis fünfschichtigen, und engeren, schliesslich einschichtigen Markstrahlen von gewohntem Bau. Das Cambium erkennen wir an seinen dünnwandigen, flachen, radial angeordneten Zellen. Der Bast besteht fast ausschliesslich aus dünnwandigen Elementen. In der Mitte zwischen je zwei primären Markstrahlen liegt an dem Aussenrande des Bastes ein Strang von Sklerenchymfasern. In älteren Stämmen sind die aufeinander folgenden Zuwachszonen des secundären Bastes durch zerquetschte, gebräunte und tangential gedehnte Zellschichten von einander getrennt. Bastfasern einzeln oder in Gruppen sind den dünnwandigen Elementen spärlich eingestreut. Die innerhalb der secundären Rinde sich erweiternden primären Markstrahlen führen Krystalldrusen von Calciumoxalat und Luft in einem Theil ihrer Zellen und erscheinen daher schwarz. In dem Gewebe der primären Rinde sind zahlreiche Harzgänge vorhanden von ganz ähnlichem Bau wie bei den Coniferen. Ebensolche Harzgänge sind auch dem Basttheil eingestreut. Der Harzgang führt stark lichtbrechende Harztropfen, und ist von dem dünnwandigen Epithel eingefasst. Die Oberfläche des Stammes

nimmt Periderma ein. Dasselbe wird dicht unter der Epidermis angelegt und besteht zunächst aus dünnwandigen Korkzellen, welchen aber alsbald einseitig verdickte folgen. Die Verdickung findet an der Innenseite statt, und zeigt die verdickte Wand gelbliche Farbe, schöne Schichtung und feine Porencanäle. Das Korkcambium (Phellogen) ist leicht zu erkennen, doch stellt es bald seine Thätigkeit ein. Dasselbe hat ausser der äusseren Korklage nach innen Rindenzellen (Phelloderma) gebildet. Der Ursprung des letzteren aus dem Korkcambium fällt in die Augen, denn die radialen Reihen der Korkzellen setzen sich in eben solchen Reihen der Korkrindenzellen fort. Letztere enthalten reichlich Chlorophyll und zeigen sich collenchymatisch in den Ecken verdickt.

Bei Behandlung mit Chlorzinkjodlösung wird der Holzkörper braungelb, die Markstrahlen gelb gefärbt. Betrachtet man jetzt genau solche Stellen, wo ein Gefäss an einen Markstrahl grenzt, so kann man relativ leicht die Existenz grosser, einseitig nach der Gefässseite zu, behöfter Tüpfel feststellen und zugleich constatiren, dass die Schliesshaut des Tüpfels sich in das Gefässlumen vorwölbte und violette Färbung annahm. Sie ist somit nicht verholzt, während alle übrigen Membrantheile im Holzkörper und in den Markstrahlen eine solche Verholzung verrathen.

Der radiale Längsschnitt zeigt behöft getüpfelte Gefässe, mit schrägen, ein einziges Loch aufweisenden Scheidewänden; Tracheïden mit behöften Tüpfeln; Holzparenchym mit quer gestellten porösen Scheidewänden von der Dicke der Seitenwände; Holzfasern mit engen spaltenförmigen, schräg aufsteigenden Tüpfeln und, zum ersten Mal, unschwer aufzufindende, gefächerte Holzfasern, d. h. Holzfasern, welche durch dünne Querwände in zwei bis mehr Zellen zerlegt sind. Die Markstrahlen fallen durch bedeutende Höhe auf. Ausserhalb des Cambiums wenden wir unsere Aufmerksamkeit nur dem Periderm zu, um zu constatiren, dass in der That die Phellodermzellen auch im Längsschnitt mit den Korkzellen correspondiren. — An dem tangentialen Längsschnitte stellt man fest, dass die primären Markstrahlen über 1 *cm.* Höhe besitzen. Die secundären Markstrahlen sinken aber schliesslich bis auf die Höhe weniger Zellen hinab. Diese Extreme sind durch Mittelstufen verbunden.

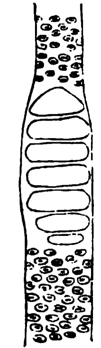
An den macerirten und zerzupften Präparaten fallen vor Allem die langen, stark verdickten, zugespitzten Holzfasern in die Augen. Nach einigem Suchen findet man solche, die ein-, seltener mehrfach gefächert sind (Fig. 67). Die Scheidewände sind ganz zart, in keinerlei Verhältniss zu der bedeutenden Dicke der Seitenwände. Sie führen spärlichen Inhalt. Die Gefässe, Tracheïden und Holzparenchymzellen treten uns in schon bekannter Form entgegen.

Wir nehmen hierauf das Holz der Hasel (Corylus Avellana) in Untersuchung. Im Querschnitt unterscheiden wir leicht: die weiten Gefässe, die, wo sie aufeinander stossen, behöft getüpfelte Wände zeigen; die Holzfasern mit engen, am Grunde deutlich

behöften Tüpfeln; die weit spärlicher vertretenen Holzparenchymzellen, schwächer verdickt, in annähernd tangential gerichtete Reihen angeordnet; die einschichtigen, nur selten zweischichtigen, Markstrahlen, so wie das Holzparenchym mit Stärke erfüllt. An der äusseren Grenze des Holzkörpers liegt das Cambium mit gewohntem Bau; dann der Bast mit eingestreuten, einzelnen, oder zu Gruppen vereinigten, weissen, fast bis zum Schwinden des Lumens verdickten Bastfasern; dann ein Ring, gebildet aus sehr stark verdickten, unregelmässig contourirten, mit engen, verzweigten Tüpfelkanälen versehenen Sklerenchymzellen; dann parenchymatische grüne Rinde mit Krystalldrusen; dann Collenchym und Kork. — An den mit Chlorzinkjod behandelten Querschnitten färbt sich der Holzkörper gelbbraun bis stellenweise rothbraun. Die Holzparenchymzellen und Markstrahlen treten in Folge ihres Stärkegehalts jetzt scharf hervor. Da kann man denn die tangentialen Reihen der Holzparenchymbänder leicht verfolgen und constatiren, dass sie an vielen Orten seitlich an die Markstrahlen ansetzen. Ueberhaupt hängen in allen Fällen alle stärkeführenden Gewebe des Holzes zusammen, wenn auch der Nachweis nicht immer so leicht zu führen ist, wie in diesem Falle.[2]) — Im radialen Längsschnitt erkennen wir die langen, stark verdickten Holzfasern mit ihren spärlichen, spaltenförmigen, schief aufsteigenden Tüpfeln wieder; die engeren, viel kürzeren, mit queren Wänden auf einander stossenden, inhaltführenden, grössere, rundliche Tüpfel besitzenden Holzparenchymzellen; die weiten behöft-getüpfelten Gefässe mit zum Theil reich, zum Theil spärlich getüpfelten Flächen, öfters auch mit Theilen eines Schraubenbandes. Ganz besonders fallen aber in die Augen die tangential geneigten, daher auf dem radialen Längsschnitt in ihrer ganzen Ausdehnung übersehbaren, leiterförmig durchbrochenen, oval umschriebenen Endflächen der Gefässe (Fig. 68). Die Markstrahlzellen zeigen sich in gewohnter tafelförmiger Gestalt, doch mit ziemlich stark verdickten und porösen Wänden. In der Rinde sehen wir vom Bekannten ab und wenden unsere Aufmerksamkeit nur dem Ringe aus Sklerenchymzellen zu, um festzustellen, dass diese Zellen ziemlich isodiametrisch entwickelt sind, d. h. dieselben Dimensionen im Längsschnitt wie im Querschnitt zeigen. — Der tangentiale Längsschnitt gestattet uns, die Form und Höhe der Markstrahlen genau zu bestimmen. Die Endflächen der Gefässe sehen wir jetzt durchschnitten, im Profil; die Holzparenchymzellen erscheinen breiter als im Längsschnitt.

Fig. 67. Gefächerte Holzfaser a. d. secundären Holze v. Hedera Helix, durch Maceration isolirt. Vergr. 180.

Wir suchen hierauf noch einen möglichst zarten Querschintt durch den Stamm von Robinia Pseud-Acacia zu erhalten. Da muss es uns gleich auffallen, dass die grossen Gefässe zum Theil mit Gewebe angefüllt sind. In den peripherischen Theilen des Holzes findet man unschwer Gefässe, in welchen die Entstehung dieses inneren Gewebes zu verfolgen ist. Hier sieht man nämlich, an einer oder mehreren Stellen, blasenförmige Gebilde der Gefässwand aufsitzen. Diese Blasen sind es, die, sich vergrössernd, aufeinander stossen, sich gegeneinander abflachen und schliesslich das ganze Gefässlumen mit pseudoparenchymatischem Gewebe erfüllen. An sehr günstigen Stellen des Schnittes stellt man fest, dass es eine angrenzende Holzparenchymzelle oder Markstrahlzelle ist, die durch den Tüpfel hindurch sich in das Gefäss blasenförmig vorwölbt. Da wir bereits wissen, dass die Schliesshaut des Tüpfels, mit welcher die Markstrahlzellen und Holzparenchymzellen an die Gefässe grenzen, unverholzt, ja oft schon nach der Gefässseite etwas vorgewölbt ist, so können wir uns ein Wachsthum derselben, in das Gefässlumen hinein, ohne Schwierigkeit vorstellen. Diese blasenförmigen Gebilde im Gefässraume bezeichnet man als Thyllen;[3]) ihre Verbreitung in den Hölzern ist unter normalen Verhältnissen nicht sehr gross. — Sehr leicht sind die Thyllen auch auf Längsschnitten zu sehen. An radialen Längsschnitten überblickt man auch unschwer den Bau der den secundären Holzkörper bildenden Elemente. Man sieht Holzfasern mit spärlichen, spaltenförmigen, am Grunde schwach behöften Tüpfeln; Holzparenchym mit queren Wänden, zahlreichen, grossen, auch auf den Querwänden befindlichen Tüpfeln; stellenweise auch enge Tracheïden mit Schraubenbändern und behöften Tüpfeln und behöft getüpfelte Gefässe mit Thyllen. Untersucht man im Winter geschnittene Zweige, ob frisch oder an Alcohol-Material, so kann man auch die mächtigen Callusplatten nicht übersehen, welche sämmtliche Siebplatten decken. Im Frühjahr werden dieselben wieder aufgelöst.


Fig. 68. Leiterförm. durchbrochene, geneigte Querwand zwischen zwei Gefässen v. Corylus Avellana. Vergr. 240.

Unter den collateral gebauten Gefässbündeln zeichnen sich diejenigen in den Cycadeen-Blättern durch die Eigenthümlichkeit aus, dass ihre engen Schraubengefässe (Protoxylemelemente) nicht den Innenrand, vielmehr fast die Mitte des Gefässbündels einnehmen.[4]) — Wir führen einen zarten Querschnitt durch den Blattstiel von Cycas revoluta. Dieser Schnitt wird mit Safranin gefärbt und hierauf mit etwas Kalilauge behandelt, wobei die einzelnen Theile in den Gefässbündeln deutlich hervortreten. Die Gefässbündel selbst erscheinen im unteren Theil des Blattstiels zu einer rinnenförmigen Figur angeordnet, welche sich nach der Oberseite zu verengt und ihre Ränder hierauf nach aussen umschlägt. Den ihnen eigenthümlichen Bau erhalten die Gefässbündel erst im Blattstiel, während sie

innerhalb des Stammes die in collateralen Bündeln gewohnte Anordnung der Elemente zeigen. Um jedes Gefässbündel sieht man eine Scheide, welche an ihrer Aussenfläche aus sklerenchymatischen, getüpfelt bis netzförmig verdickten Elementen gebildet wird, die vielfach grössere Calciumoxalat-Krystalle führen. Diese dickwandigen Elemente werden von den Elementen des Gefässbündels durch eine einfache Schicht englumigerer, dünnwandigerer Zellen getrennt; letztere haben keinerlei charakteristische Verdickung aufzuweisen, sie bilden die innere Auskleidung der Scheide. Der Innenrand des Gefässbündels wird von dicht aneinander schliessenden, relativ weitlumigeren Tüpfelgefässen eingenommen. Die Gruppe derselben zieht sich nach aussen in wenige, englumige Gefässe zusammen. Letztere sind Schraubengefässe, die somit hier in der Mitte des Gefässbündels liegen. Weiter nach innen folgen noch einige englumige, getüpfelte Tracheïden, die von den Schraubengefässen durch dünnwandiges Holzparenchym getrennt sind; sie werden später als die Spiralgefässe ausgebildet. Auf diese folgen nach aussen englumige, gereihte Cambiformzellen, dann ohne scharfe Grenze weitlumigere Zellen, die Siebröhren. Ein Band flachgedrückter Zellen mit gequollenen Wänden tritt uns endlich an dem Aussenrande des Gefässbündels entgegen, es sind das die Protophloëmelemente, die wir oft schon in gleichem Verhalten gesehen; sie stossen an die innere, dünnwandige Schicht der Scheide. Die verschiedene Färbung der einzelnen Elemente im Corallin: die besonders dunkle der Gefässe, die etwas hellere der sklerenchymatischen Elemente der Scheide, die ziegelrothe des Protophloëms, erleichtert uns die Orientirung. — Längsschnitte müssen in grösserer Anzahl geführt werden, da man nicht gleich wirklich median eines der so verschieden orientirten Gefässbündel treffen wird. Man erkennt an einem günstigen Schnitte leicht den geschilderten Bau. Die Elemente der Schutzscheide, die verdickten wie unverdickten, haben nur geringe Länge und stossen mit queren Wänden auf einander. Die Schraubengefässe der Gefässbündelmitte sind, wie sonst die am Innenrande gelegenen, sehr bedeutend gestreckt; den Uebergang zu den Tüpfelgefässen übermitteln Formen mit engeren, zum Theil netzförmig verbundenen Windungen. Die getüpfelten Tracheïden zeichnen sich durch geringere Weite und schärfere Zuspitzung der Enden vor den Tüpfelgefässen aus. Auf die prismatischen Cambiformzellen folgen die Siebröhren, deren siebförmig durchbrochene Endflächen nach Corallin-Behandlung besser hervortreten. An guten Schnitten zeigen sich uns auch die gequollenen Protophloëmelemente. — Die Durchmusterung der übrigen Theile des Blattstiels auf Quer- und Längsschnitten führt uns auch die zahlreichen, einzeln oder gruppenweise, longitudinal in das Grundgewebe eingestreuten Sklerenchymfasern vor, die besonders zahlreich in der Peripherie des Blattstiels werden und schliesslich einen fast continuirlichen Ring bilden. Wie die Längsschnitte lehren, sind diese Sklerenchymfasern lang, an den Enden zugespitzt und durch dünne Scheidewände gefächert. — Auch fallen, besonders im Querschnitt, die den Cycadeen eigenen Schleimgänge auf, im gewohnten Bau der Harzgänge, an ihrer Innenseite von dünnwandigem, englumigem, kurzzelligem Epithel ausgekleidet. Die an die Schleimgänge grenzenden Grundgewebszellen sind nicht stärker verdickt, doch durch netzförmige Wandstruktur ausgezeichnet.

Die Schleimgänge sind ausserhalb der Gefässbündelrinne zu einem Ringe angeordnet, der an zwei Stellen durch die nach aussen gebogenen Ränder der Gefässbündelrinnen unterbrochen wird.

Bei den Cucurbitaceen, aus deren Reihe wir Cucurbita Pepo zur Untersuchung wählen wollen, haben die Gefässbündel zwei Basttheile aufzuweisen, den einen auf der Aussenseite, den andern auf der Innenseite des Holztheils. Der äussere ist durch das Cambium vom Holztheil geschieden. Will man das Gefässbündel fertig ausgebildet sehen, so untersuche man Stengeltheile von mindestens 8 *mm.* Dicke, also Theile, die etwa um einen halben Meter vom Vegetationspunkte entfernt sind. An 5 bis 6 *mm.* dicken Stengeln, somit näher dem Vegetationspunkte, findet man die grössten Gefässe noch nicht fertig ausgebildet. Wir nehmen zunächst Alcohol-Material in Untersuchung, weil dieses verschiedene Vortheile gewährt. — Das Gefässbündel ist ohne Scheide und nicht scharf gegen das umgebende Grundgewebe abgegrenzt. Man kann aber besser umschriebene Bilder erhalten, wenn man die Schnitte kurze Zeit der Einwirkung von Anilinblau aussetzt und hierauf in Glycerin untersucht. Die zum Gefässbündel gehörigen Theile erscheinen dunkler als das Grundgewebe tingirt. Sehen wir von dem inneren Siebtheile ab, so schliesst das Bild so nah an die uns bereits bekannten dicotylen Gefässbündel, wie Ranunculus, Chelidonium, an, dass wir uns wohl ohne Schwierigkeit in demselben zurechtfinden werden. Wir betrachten zunächst den Querschnitt eines völlig ausgewachsenen Gefässbündels, mit fertigen Gefässen, und zwar suchen wir uns den normalsten Fall aus, wo zwei grösste Gefässe vorhanden sind. Diese Gefässe gehören aber zu den weitesten, die überhaupt bekannt sind. Zwischen denselben liegen ziemlich weitlumige, meist etwas radial gestreckte eben so stark wie die Gefässe, und zwar deutlich netzförmig verdickte Elemente. Folgen nach innen Gefässe, deren Durchmesser weit hinter demjenigen der beiden grössten zurückbleibt und in den folgenden Vertretern noch mehr sinkt. Zwischen diesen Gefässen liegt dünnwandiges Gewebe, das sich nach innen zu, über die Grenze der innersten Gefässe hinaus fortsetzt. An dieses dünnwandige Gewebe stösst endlich der innere Basttheil, der aus weitlumigen Siebröhren, aus deren engen Geleitzellen und aus Cambiformzellen besteht. Leicht hat man hier Gelegenheit, die quer gestellten Siebplatten von oben zu sehen (Fig. 69 *A*). Die Geleitzellen (Fig. 69 *A s*) treten besonders scharf mit ihrem dunkelblau tingirten Inhalt hervor. An der Aussenseite des Holztheils sieht man die dünnwandigen, radial angeordneten Cambiumzellen direct auf die beiden grössten Gefässe und die zwischen demselben befindlichen dickwandigen Holzparenchymzellen folgen. Dann kommt der äussere Basttheil, der ebenso wie der innere gebaut ist. In beiden Basttheilen sind die Siebplatten, wo solche getroffen werden, leicht an ihrer Felderung kenntlich. Die Felder erscheinen je nach dem

Entwicklungszustand der Siebplatte, von einem grossen oder kleineren Porus durchsetzt. In älteren Siebröhren sind die Poren enger und von stark lichtbrechender Substanz ausgekleidet. (So in *A*, Fig. 69.) Oft auch zeigt sich die Siebplatte von einem violettblau gefärbten Substanzklumpen bedeckt. In den engeren Siebröhren, an dem äusseren und dem inneren Rande des Gefässbündels, hat der Schnitt auch wohl eine Callusplatte freigelegt, die als homogene, schön himmelblau gefärbte Masse uns entgegenleuchtet. Stellen wir auf eine solche Callusplatte tiefer ein, so können wir in derselben das Maschenwerk der Siebplatte erkennen. Die Gefässbündel

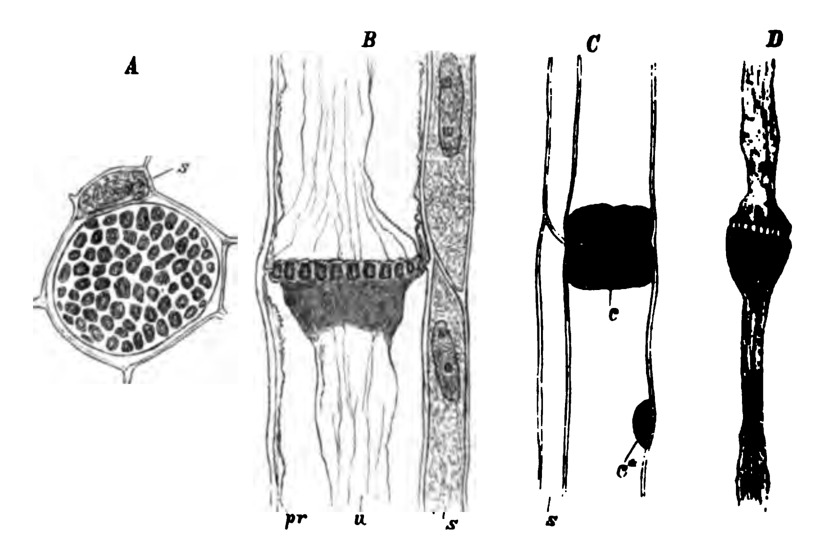


Fig. 69. Cucurbita Pepo. Theile von Siebröhren. *A* im Querschnitt, *B* bis *D* im Längsschnitt. *A* eine Siebplatte von oben. *B* und *C* die anstossenden Theile zweier Siebröhren von der Seite. *D* die verbundenen Theile der Schleimstränge zweier Siebröhren nach Schwefelsäure-Behandlung. *s* Geleitzellen; *u* Schleimstrang; *pr* Protoplasmaschlauch; *c* Callusplatte; *c** kleine einseitige Callusplatte eines seitenständigen Siebfeldes. Vergr. 540.

stehen, wie eine Betrachtung des Querschnitts bei schwacher Vergrösserung zeigt, in zwei Ringe angeordnet. Die Gefässbündel des äusseren Ringes stehen vor den Kanten, diejenigen des inneren Ringes wechseln mit den äusseren ab. — Den Schutz der inneren Theile besorgt am Stengel ein Ring von Sklerenchymfasern, deren Elemente sich weit dunkler als das grosszellige Grundgewebe gefärbt haben. Auf diesen folgt nach aussen chlorophyllhaltiges Rindenparenchym und dann typisch entwickeltes, stellenweise unterbrochenes, farblos gebliebenes, weissglänzendes Collenchym. An den Unterbrechungsstellen des Collenchyms reicht das dünnwandige Rindengewebe bis an die Epidermis, welche an den betreffenden

Stellen ihre Spaltöffnungen führt. Im Innern ist der Stengel hohl. — Querschnitte durch dünnere, 5 bis 6 *mm*. starke Stengel, zeigen die grössten Gefässe und die zwischen denselben liegenden Elemente noch in Bildung begriffen. Es kommt nun nicht selten vor, dass von den beiden grössten Gefässen nur eines fertig gestellt wird, das andere hingegen obliterirt; dann erlangt das eine meist einen ganz colossalen Durchmesser. In manchen Fällen können auch beide Gefässe obliteriren. Endlich trifft man vereinzelte Fälle, wo beide Gefässe vorhanden und doch beide so gross sind, wie sonst nur eines zu werden pflegt.

Radiale Längsschnitte, die ein Gefässbündel richtig getroffen haben, lehren uns, dass die engsten Gefässe Ring- und Schraubengefässe sind, die weiteren getüpfelt, mit ringförmigen, quer gestellten Diaphragmen. Die beiden grössten Gefässe haben unregelmässig netzförmig verdickte Wände, zwischen den Maschen des Netzes zahlreiche Tüpfel. Man wird hier nicht selten Längsschnitte erhalten, welche uns die grössten Gefässe mit noch vollständigen Querwänden vorführen. Dann ist auch noch ein dünner protoplasmatischer Wandbeleg in den Zellen und ein Zellkern vorhanden. Manche Querwände werden aber bereits in dem mittleren Theil stark gequollen sein und daher sich in der Durchschnittsansicht wie biconvexe Linsen präsentiren. Längsschnitte aus nächst älteren Stengeltheilen zeigen uns an Stelle der Scheidewände schliesslich nur noch schmale, der Seitenwand des Gefässes inserirte Ringe. Der protoplasmatische Inhalt der Zellen, so wie die Zellkerne sind dann verschwunden. — Das dünnwandige Gewebe zwischen den engeren Gefässen besteht aus gestreckten, mit queren Wänden aufeinder stossenden Parenchymzellen, ist somit dünnwandiges Holzparenchym. Die stärker verdickten Zellen zwischen den grossen Gefässen sind reich und zwar flach getüpfelt, haben auch getüpfelte Querwände aufzuweisen, gehören somit zum dickwandigen Holzparenchym. Als besondere Eigenthümlichkeit dieser Zellen fällt hier der wellige Verlauf ihrer senkrecht an die Gefässe stossenden Wände auf. Dieser Verlauf wird dadurch veranlasst, dass die ansetzende Wand den Gefässtüpfeln ausweicht. Man findet in diesen Holzparenchymzellen einen Protoplasmaschlauch und Zellkern.

Ziehen wir, nach dieser Orientirung über den Längsschnitt, zarte Querschnitte nochmals in Vergleich, so können wir feststellen, dass die Tüpfel der von Holzparenchym umgebenen, grössten Gefässe nur einseitig, nämlich nach dem Gefässlumen zu, behöft sind.[5]) Die Tüpfel der kleineren getüpfelten Gefässe sind auch nur dort zweiseitig behöft, wo zwei solche Gefässe an einander stossen. Wie wir von der Untersuchung des Coniferenholzes her wissen, ist nur bei zweiseitig behöften Tüpfeln ein Torus auf der Schliesshaut vorhanden. Solche zweiseitig behöfte Tüpfel werden aber nur zwischen Zellen, die bestimmt sind, frühzeitig ihren lebendigen Zellleib einzubüssen, ausgebildet. Wir können sie daher nur zwischen zwei Gefässen,

respective zwischen Gefässen und Tracheïden, Gefässen und Holzfasern vorfinden. Die aufmerksame Betrachtung des vorliegenden, mit Anilinblau tingirten Querschnittes lehrt uns denn auch, dass alle die an die Gefässe stossenden Tüpfel, so weit einseitig behöft, Zellen angehören, in welchen das Anilinblau deutlich den protoplasmatischen Inhalt anzeigt.

Zu beiden Seiten des Gefässbündels können wir an den Längsschnitten, auch die so überaus weiten Siebröhren bequem studiren.[6]) (Fig. 69, *B*). Wir legen auch zu diesem Zwecke die Längsschnitte für kurze Zeit in Anilinblau ein, um sie hierauf in Glycerin zu untersuchen. Nach längerem Liegen in letzerem haben sich die Zellwände mehr oder weniger entfärbt, während der Inhalt der Siebröhren den Farbstoff zurückhielt. Fast alle Siebplatten sind quer gestellt, nur wenige haben eine geneigte Lage. Die meisten derselben erscheinen von einer stark lichtbrechenden callösen Substanz überzogen, und zeigen dem entsprechend eine nicht unbedeutende Dicke. (Fig. *B*.) Durch diese Eigenschaften fallen sie uns schon bei schwacher Vergrösserung auf. In unseren Anilinblau-Präparaten sind diese Siebplatten rein blau gefärbt. Im Inneren der nämlichen Siebröhren, welche diese Siebplatten aufzuweisen haben, ist ein schlauchförmiger axiler Strang (*n*) zu sehen. Es ist dies ein Schleimstrang der, an seinen Enden sich erweiternd, die Siebplatten fast vollständig deckt. Er hat sich indigoblau gefärbt. Das an die Siebplatte ansetzende Ende ist meist mit Inhalt dichter angefüllt (vergl. in *B*). Die Ansammlung des Inhalts ist an den beiden, oder nur dem einen, dann (bei natürlicher Lage des Präparats) dem obern Ende der Siebröhre zu sehen. Ausser dem Schlauche weist die Siebröhre bei aufmerksamer Betrachtung einen zarten Wandbelag aus Protoplasma (*pr*) auf. Ein Zellkern ist nicht vorhanden. In etwas jüngeren Siebröhren sieht man den Schleimstrang oft, durch die Poren der Siebplatte hindurch, blasenförmige, respective wurmförmige Ausstülpungen in die benachbarte Siebröhre treiben. Diese Ausstülpungen fallen selbst bei schwacher Vergrösserung auf. Sie zeigen an einer Siebplatte alle dieselbe Richtung, können aber an aufeinanderfolgenden Siebplatten entgegengesetzt orientirt sein. An älteren Siebplatten ist von solchen Ausstülpungen nichts mehr zu sehen; die callöse Substanz an der Siebplatte hat zugenommen und die Siebfelder verengt; durch diese verengten Poren setzt sich jetzt der schleimige Inhalt der einen Siebröhre continuirlich in denjenigen der anderen fort (so in *B*). An dem äusseren und dem inneren Rande des Gefässbündels fallen uns, wie im Querschnitt, mit Callusplatten bedeckte Siebplatten auf (Fig. 69, *C*). Diese Callusplatten zeichnen sich durch ihren hohen Lichtglanz deutlich aus, und sind himmelblau tingirt. In der Mitte der Callusplatte ist die Siebplatte mehr oder weniger deutlich zu erkennen. Die Callusplatte besteht hier somit aus zwei Hälften, welche den benachbarten Siebröhren angehören und durch die Poren der Siebplatte hindurch verbunden

sind. Eine zarte Streifung ist öfters in der Callusplatte zu erkennen, (vergl. die Fig.) und zwar gehen diese Streifen durch die Poren der Siebplatte. Wo zwei Siebröhren seitlich an einander stossen, kommen kleine Siebfelder an der beiden gemeinsamen Seitenwand vor. Auch diese erhalten später eine einseitige (*c**) oder beiderseitige Callusplatte und werden hierdurch auffallend. — Neben den Siebröhren, denselben an Länge bedeutend nachstehend, laufen die Geleitzellen (*s*). Sie führen reichen protoplasmatischen Inhalt und einen Zellkern.

In der Nähe der Gefässe liegen noch in der Entwicklung begriffene Siebröhren und laden uns zu näherer Betrachtung ein. Dieselben sind an ihrer Weite leicht zu erkennen; ausserdem zeigen sie eine andere auffallende Erscheinung. Ihr protoplasmatischer Wandbeleg hat sich von der Wandung zurückgezogen und enthält zahlreiche, nach innen zu vorspringende, sich bereits indigblau färbende Schleimtropfen. Der Zellkern ist auf diesem Entwicklungszustand noch leicht zu unterscheiden. Die zarte Querwand beginnt sich mit vorspringenden Leisten, die sie in Felder theilen, zu bedecken. — Eine etwas ältere Siebröhre zeigt die Schleimtropfen in Verschmelzung; sie bilden den Schleimstrang, der sich von dem protoplasmatischen Wandbeleg zurückzieht, während letzterer jetzt an der Zellwand verbleibt. Der Zellkern schwindet gleichzeitig, indem er in eine körnige Masse zerfällt. Die bereits gefelderte Querwand nimmt schon deutlich blaue Färbung an. Sie wird von dem protoplasmatischen Wandbeleg ausgekleidet, der in den Feldern zunächst, dann auch auf den Leisten, Callussubstanz bildet. Diese ist es, die den Farbstoff aufspeichert. Die Schliesshäute der Felder werden hierauf resorbirt und der Inhalt der einen Siebröhre treibt, wie wir bereits gesehen haben, dann Ausstülpungen in die benachbarte hinein. Hierauf verschmilzt der Inhalt beider, während durch Zunahme des Callusbelegs auf der Siebplatte die Siebporen verengt werden. Endlich nimmt die Callussubstanz so stark zu, dass von beiden Seiten der Siebplatte die starken, nur von zarten Streifen durchsetzten Callusplatten entstehen. Während ihrer Bildung schwindet der Inhalt der Schleimschläuche fast vollständig, so dass diese entleert in den Siebröhren zurückbleiben (Fig. *C*). Behandeln wir jetzt einen Längsschnitt des Alcohol-Materials mit der jodjodkaliumhaltigen, uns von den Pinus-Untersuchungen her bekannten Chlorzinkjodlösung, so sehen wir die mit callöser Substanz überzogenen Siebplatten sich rothbraun tingiren, die Callusplatten ebenfalls diese Färbung annehmen. Ebenso färben sich auch die Schleimstränge. Wo eine Siebplatte frei vorliegt, erscheint sie hingegen violett, wenn auch weniger dunkel als die Seitenwände der Siebröhre. — Sehr instructiv ist es, einen Längsschnitt der Alcohol-Präparate mit concentrirter Schwefelsäure zu behandeln. Die Wände der Siebröhren und die Siebplatten werden jetzt gelöst, die Schleimmassen bleiben erhalten und man bekommt nun von denjenigen Siebröhren, deren Inhalt verschmolzen war, Präparate wie sie unsere Fig. 69, *D* zeigt. So demonstriren derartige Präparate in der augenscheinlichsten Weise die Verbindung, welche hier zwischen den benachbarten Siebröhren besteht. Man

kann solche Präparate auswaschen, indem man an der einen Seite vom Deckglasrande aus Wasser zusetzt, an der anderen Seite es mit Fliesspapier aufsaugt, und hierauf den Schleimstrang mit Anilinblau färbt, wodurch das Bild noch schöner wird. — Eine der Schwefelsäure entgegengesetzte Wirkung ruft die Kalilauge hervor. Legen wir die Längsschnitte für mindestens 24 Stunden in dieselbe ein, so verschwinden die Schleimmassen aus den Siebröhren, die Callusplatten und Callusbelege der Siebplatten werden schliesslich vollständig weggelöst und die nackte Siebplatte liegt nun zur Beobachtung vor. Aus der sehr reducirten Dicke der zwischen den Poren liegenden Wandtheile lässt sich jetzt leicht die Dicke des zuvor vorhandenen Callusbelegs ermessen.

Zum Vergleich ist es nöthig, einige Längsschnitte durch frisches Material auszuführen. Die Siebplatten fallen an demselben ebenso deutlich wie an Alcohol-Material auf. Die Schleimansammlungen an den Siebplatten sind gut zu sehen; doch nirgends zeigt sich der Schleim als besonderer Strang von den Seitenwänden der Siebröhre zurückgezogen. Diese Erscheinung tritt somit auch unter dem Einflusse des Alcohols ein.

Anmerkungen zum XII. Pensum.

[1]) Vergl. Schwendener, Das mech. Princip, p. 8.

[2]) Vergl. hierzu Troschel, Verh. d. bot. Ver. d. Prov. Brandenb., p. 81.

[3]) de Bary, Vergl. Anat. p. 178, dort die Literatur.

[4]) de Bary, Vergl. Anat. p. 348 u. ff.

[5]) Russow, Bot. Centralblatt, Bd. XIII. p. 140.

[6]) Vergl. hierzu vornehmlich de Bary, Vergl. Anat. p. 179; K. Wilhelm, Beiträge zur Kenntniss des Siebröhren-Apparates dicotyler Pflanzen; E. v. Janczewski, Etudes comparées sur les tubes cribreux, Mém. de la soc. nat. des sc. nat. de Cherbourg T. XXIII; Russow, Stzber. der Dorp. naturf. Gesellsch., Jahrg. 1881 u. 1882.

XIII. Pensum.

Grösser als bei Cucurbita wird die Abweichung vom gewöhnlichen Verhalten im Bau der Gefässbündel bei Nymphaea alba. Wir untersuchen zarte Querschnitte durch den Blattstiel. An diesen orientiren wir uns zunächst über die allgemeinen Verhältnisse. Wir sehen, dass das parenchymatische Grundgewebe von grösseren und kleineren Luftkanälen durchsetzt ist. Die Wände zwischen diesen Luftkanälen können im extremsten Falle bis auf eine Zellschicht reducirt sein, meist ist aber eine doppelte bis dreifache oder noch stärkere Zellschicht vorhanden. Einzelne grössere Gewebsplatten bleiben ausserdem an bestimmten Punkten des Querschnitts erhalten und führen Gefässbündel. Im ganzen Umkreis des Blattstiels, nahe der Oberfläche, hören die Luftlücken auf und hier findet man einen von isolirten Gefässbündeln gebildeten Kranz. Die Oberfläche selbst wird von einer spaltöffnungsfreien Epidermis eingenommen, unter dieser liegt ein Ring aus typisch entwickeltem Collenchym. — In den Innenraum der Kanäle ragen von den Wänden aus sternförmige Gebilde hinein, die als innere Haare bezeichnet worden sind. Sie entspringen je einer einzigen an den Kanal grenzenden Grundgewebszelle. Diese Zelle hat sich hervorgestülpt und sternförmig in mehrere Arme verzweigt. Die Arme sind scharf zugespitzt und spreizen unregelmässig aus einander. Wenn eine solche Zelle beiderseits an einen Luftkanal grenzt, so wächst sie auch nach beiden Seiten aus. Ihre Wände sind ziemlich stark verdickt und an der Aussenseite, auch da, wo sie an die Wände anderer Grundgewebszellen grenzen, mit vorspringenden Höckern besetzt. Der innere, im Gewebe eingeschlossene Theil solcher Zellen hat einen morgensternförmigen Umriss, denn er springt keilförmig zwischen die Scheidewände der angrenzenden Zellen vor.

Bei hinreichend starker Vergrösserung kann man feststellen, dass die Höcker an der Aussenfläche dieser „inneren Haare" kleine Krystalle einschliessen. Es sind das der Zellwand eingelagerte, an die Cuticula derselben grenzende Krystalle von oxalsaurem Kalk. Sie lösen sich leicht, ohne Gasentwicklung, in Salzsäure auf und hinterlassen in der Zellwand

kleine Hohlräume. Glüht man die Schnitte auf einem Glimmerplättchen, so bekommen die Krystalle zahlreiche Sprünge, bleiben aber erhalten und lösen sich nun, da sie durch das Glühen in kohlensauren Kalk übergeführt wurden, mit Gasentwicklung auf.

Der Bau der einzelnen Gefässbündel zeigt Verschiedenheiten. Wir durchmustern den in der Peripherie gelegenen Kranz und suchen uns zunächst ein solches Gefässbündel aus, das nach innen zu mit einem Intercellulargang abschliesst. Es handelt sich hier um einen anders gebauten Gang, als es diejenigen waren, die wir eben noch betrachteten. Dieser Gang ist rund und von einem Ringe gleich grosser Zellen umgeben. Die Entwicklungsgeschichte lehrt, dass an seiner Stelle ursprünglich eine Gruppe von Ring- und Spiralgefässen lag, die gedehnt und schliesslich desorganisirt wurde. An die den Gang umgebenden Zellen grenzen nach aussen unmittelbar einige, an ihrem dunkleren Contour kenntliche Gefässe, und an diese der dünnwandige Basttheil. Derselbe besteht aus den weitlumigeren Siebröhren, den an ihrem Inhalt sehr leicht kenntlichen kleinern Geleitzellen und den dazwischen liegenden dünnwandigen Cambiformzellen. Alles Cambium fehlt, wie wir es hier überhaupt mit dem Repräsentanten einer und zwar der einzigen Dicotylen-Familie zu thun haben, die völlig cambiumfreie Gefässbündel besitzt.[1]) Umgeben wird der Aussentheil des Gefässbündels, eventuell auch dessen Luftgang, von einer bis zwei Schichten von Zellen, die zwar nicht durch ihre Ausbildung, wohl aber durch ihren Gehalt an Stärke sich von dem benachbarten Grundgewebe unterscheiden: sie bilden die sog. Stärkeschicht. — Rechts und links von dem eben geschilderten Gefässbündel stossen wir alsbald auf noch stärker reducirte, intercellulargangfreie, die am Innenrande aus einigen sehr engen, kaum im Querschnitt unterscheidbaren Gefässen und weiter nach aussen, aus wenigen dünnwandigen Siebelementen bestehen. Diese Bündel werden allseitig von der Stärkeschicht umgeben. — Weiterhin, in demselben peripherischen Gefässbündelkranz, treffen wir auf Doppelbündel. Diese zeigen den Luftgang in der Mitte und beiderseits setzen an denselben, mit umgekehrter Orientirung, die Elemente an, wie wir sie in dem zuerst untersuchten Bündel sahen. Diese Doppelbündel sind am kräftigsten gebaut, die Gefässe treten in denselben am deutlichsten hervor. Die Orientirung im Doppelbündel ist derart, dass dessen äussere Hälfte ihre Gefässe nach innen, die innere ihre Gefässe nach aussen kehrt. Das ganze Doppelbündel wird von einer gemeinsamen Stärkescheide umfasst. Die innere Hälfte des Doppelbündels kann aber auch bedeutende Reduction erfahren. — Die Aufeinanderfolge der Bündel im peripherischen Bündelkreis des Blattstiels ist eine ganz bestimmte, was die Orientirung wesentlich erleichtert. Man findet der Reihe nach: ein einfaches Bündel mit Intercellulargang; ein einfaches, reducirteres, ohne einen solchen; ein Doppelbündel; wieder ein einfaches, reducirtes ohne Intercellulargang; ein einfaches mit solchem Gang u. s. w. In den inneren Theilen des Blattstiels, zwischen

den Luftkanälen, treten uns sehr stark reducirte, einfache Bündel ohne Gang, und nur ein einziges nicht reducirtes, einfaches, mit Gang, entgegen. — Nach Corallin-Tinction werden die Gefässbündelumrisse sehr deutlich, die Gefässe treten dunkler hervor, die Geleitzellen zeichnen sich wie gewöhnlich durch den stark tingirten Inhalt aus. Die „inneren Haare" haben sich rosenroth gefärbt. — Auf radialen Längsschnitten constatiren wir, dass die Gefässe in den Bündeln Ring- und Schraubengefässe sind. Nach Corallin-Färbung werden die Siebplatten und Geleitzellen leicht sichtbar. Die Formen der „inneren Haare" sind besonders schön zu übersehen.

Bei Scorzonera hispanica[2]) ziehen wir es vor, Alcohol-Material zu untersuchen. Der Querschnitt durch den Stengel zeigt Gefässbündel, die einfach, oder auch zu je zwei oder drei seitlich mit einander verschmolzen sind. Ein Gefässbündelring kommt nicht zur Ausbildung. In dem einfachen Bündel fallen uns zunächst die dunkel contourirten, in mehr oder weniger radiale Reihen angeordneten Gefässe auf. Der innere Rand des Bündels wird von dünnwandigen Parenchymzellen eingenommen und diese trennen auch die Gefässreihen von einander. An den Flanken des Gefässbündels gehen die dünnwandigen Zellen alsbald in stärker verdickte, mit gelblichen, glänzenden Wänden versehene über. Dieselben Zellen finden sich auch im mittleren Theile des Bündels zwischen den Gefässen ein. Es folgt die Cambiumzone und der dünnwandige Basttheil, gebildet aus Siebröhren, Geleitzellen und Cambiformzellen. In diesem dünnwandigen Basttheil eingeschlossen liegt ein Strang verdickter Zellen, von demselben gelblichen, glänzenden Aussehen, das wir an den verdickten Zellen im Holztheil sahen. Dieser verdickte Zellstrang geht aus Siebröhren hervor, deren Geleitzellen entweder während der Verdickung der Siebröhre obliteriren oder mit verdickt werden, wo dann der verdickten, weitlumigeren Zelle noch die kleine, englumigere ansitzt. Von dem Aussenrande des Bündels werden die verdickten Zellen durch eine oder mehrere Reihen dünnwandiger Bastelemente getrennt. Es werden hier somit einzelne Zellen des Gefässbündels sowohl im Holz wie auch im Bast stärker verdickt und so zu mechanischen Elementen ausgebildet. An den Aussenrand des Gefässbündels grenzen Zellen von dem Durchmesser der Bastelemente, die gelbbraunen Inhalt führen; wir erkennen in ihnen die Querschnitte von Milchröhren. Auch einzelne Gefässe im Bündel können sich mit geronnenem Milchsaft erfüllt zeigen. An dem Innenrande der Bündel finden wir, was uns zuvor schon musste aufgefallen sein, je einen Strang dünnwandiger Zellen mit bräunlichen Wänden. Genauere Betrachtung lehrt, dass wir es hier mit einem Strang dünnwandiger Elemente des Basttheils zu thun haben. Der Strang kann diesem oder jenem Bündel fehlen. Nicht eben selten begegnet uns auch ein solcher Strang isolirt in den inneren Theilen des Grundgewebes. Alle diese Stränge werden an ihrer freien Aussen-

fläche, doch oft auch an der Seite, mit der sie an ein Bündel stossen, von Milchröhren eingefasst.

Auf tangentialen Längsschnitten, die wir dicht unter der Oberfläche des Stengels führen, erblicken wir leicht die Milchröhren, welche dem Aussenrande der Bündel folgen. Wir stellen jetzt fest, dass die Milchröhren hier ohne Querwände sind und reichlich anastomosirend mit einander ein Netzwerk bilden (Fig. 70). Wir haben es daher mit „gegliederten" Milchröhren zu thun. Im radialen Längsschnitt constatiren wir, dass die Gefässe im Holztheil des Bündels als Ring-, Schrauben-, endlich als Netzgefässe, von innen nach aussen auf einander folgen; dass der Basttheil am Innen- wie am Aussenrande entwickelt ist, und dass die verdickten Elemente im äusseren Basttheil mit dünnen, porösen Querwänden, welche älteren Siebplatten entsprechen, auf einander stossen. Zugleich mit der Verdickung haben diese Elemente auch feine zerstreute Poren auf den Seitenwänden erhalten. Die verdickten Elemente des Holztheils sind gestreckt, mit feinen Poren und quergestellten, an den Seitenwänden gleich stark verdickten Querwänden versehen.

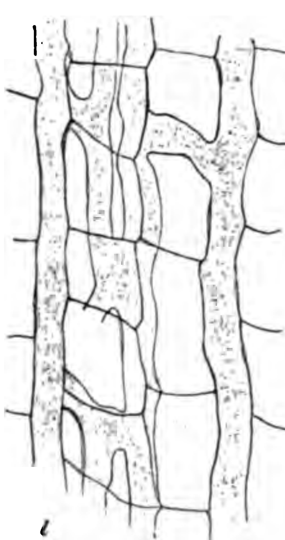


Fig. 70. Tangentialer Längsschnitt, den Aussenrand des Gefässbündels streifend, von Scorzonera hispanica. *l* die gegliederten Michröhren. Vergr. 240.

Ganz interessant ist es, sich einen mit Chlorzinkjod behandelten Querschnitt anzusehen. Das Gefässbündel setzt sich dann ziemlich scharf gegen das Grundgewebe ab. Die Gefässe sind braun, die verdickten Elemente im Holz- und Basttheil rothbraun, die dünnwandigen Basttheile violett gefärbt.

Aehnlich wie Scorzonera verhält sich der Stengel der Kartoffel (Solanum tuberosum), der aber noch weitere Eigenthümlichkeiten bietet, die uns seine Untersuchung von Werth machen.[3]) Günstiger für diese Untersuchung sind die Alcohol-Präparate, an die wir uns daher auch halten wollen. Wir stellen zunächst zarte Querschnitte durch einen nur etwa 3 *mm*. dicken Stengeltheil her und behandeln denselben sofort mit Chlorzinkjodlösung. Es treten uns jetzt im mikroskopischen Bilde einzelne oder zu mehreren seitlich verschmolzene, in einem Kranz angeordnete Gefässbündel entgegen. Eine Scheide um die einzelnen Bündel ist nicht vorhanden und dieselben überhaupt nicht scharf gegen das umgebende Grundgewebe abgegrenzt. Den Raum zwischen den Gefässen erfüllen stärkereiche Zellen, deren Wände mit Chlorzinkjod violette Färbung annehmen. Holztheil und Basttheil werden durch eine, wenig regelmässige Anordnung zeigende Cambiumschicht getrennt. Ausserhalb des Basttheils folgen noch eine bis zwei Schichten weitlumigerer Zellen und hierauf die Stärkeschicht,

gebildet von einer einfachen Lage von Zellen mittlerer Grösse, die sich von den anstossenden Grundgewebszellen durch ihre Gestalt nicht unterscheiden, wohl aber seitlich fest mit einander verbunden sind und sich durch ihre relativ grossen Stärkekörner auszeichnen. Sie treten an den Chlorzinkjodpräparaten bei schwacher Vergrösserung als ein scharfer dunkler Ring hervor, der, an der äusseren Grenze der Gefässbündel sich haltend, die inneren Gewebetheile des Stengels von den äusseren trennt. An den inneren Rändern der Gefässbündel und auch seitlich zwischen dieselben eingestreut, sieht man kleine Stränge aus dünnwandigen Bastelementen liegen. Dieselben sind kleiner als bei Scorzonera, einzelne sehr reducirt. Zum Unterschied von Scorzonera liegen sie in Mehrzahl dem Innenrande eines Bündels an, können auch ganz frei mehr oder weniger von diesem Innenrande entfernt sein. Erwähnt wurden schon die unregelmässig vertheilten Stränge zwischen den Bündeln; zu diesen kommen noch zahlreiche kleine Stränge, die in mehr oder weniger regelmässigen Abständen auf einander folgend, an die Innenseite der Stärkeschicht stossen. Beachtet man jetzt genau den Bau der Basttheile an den Gefässbündeln, so findet man, dass auch hier die Siebröhren mehrere, seitlich durch weitlumigere Zellen von einander getrennte Stränge bilden. Das Mark ist grosszellig. Ausserhalb der Stärkeschicht beginnt alsbald ein sehr schön entwickeltes Collenchym, das sich mit Chlorzinkjodlösung violett färbt, aber auch gleichzeitig quillt, so dass wir es auf Schnitten, die im Wasser liegen, betrachten müssen. Die Epidermis wird durch ein bis zwei Schichten abgerundeter, chlorophyllhaltiger Zellen von dem Collenchym getrennt. Diese Epidermis ist relativ dünnwandig und als besondere Eigenthümlichkeit derselben fällt es uns auf, dass die Spaltöffnungen, mit sammt den Nebenzellen, nach aussen vorspringend, kleine Hügel bilden. Durch diese Erhebung kommt unter der Spaltöffnung die Athemhöhle zu Stande. An Alcohol-Präparaten, die in Wasser untersucht werden, fällt es uns auf, dass einzelne Zellen des Markes und der Rinde mit schwarzem, körnigem Inhalte erfüllt sind. Bei stärkerer Vergrösserung stellen sich diese Körner als kleine Krystalle heraus und zwar kann man feststellen, dass es Krystalle sind von Calciumoxalat.

Wir nehmen jetzt einen 4 bis 5 *mm.* dicken Stengeltheil in Untersuchung. Am Querschnitt desselben finden wir die bereits bekannten Verhältnisse wieder, doch mit einigen hinzugekommenen Veränderungen. Diese bestehen zunächst darin, dass in manchen, zwischen den Bündeln zerstreuten oder deren Innenseite anliegenden Basttsträngen einzelne Elemente, und zwar die der Stengelmitte zugekehrten, ihre Wände stark verdickt haben. Ja man sieht wenigzellige, innerste Stränge, die nur aus verdickten Elementen bestehen. Das Cambium der Gefässbündel ist ausserdem thätig gewesen und hat, nach der Holzseite zu neue Elemente erzeugt. Gleichzeitig ist im Grundgewebe ein Interfascicularcambium entstanden, das die Fascicularcambien zum Ringe ergänzt. Dieses Interfascicularcambium streift den Innenrand der zuvor schon angeführten, der Stärkeschicht folgenden dünnwandigen Baststränge. In 4 bis 5 *mm.* dicken Stengeltheilen hat es bereits eine merkliche Schicht radial angeordneter Holzfasern gebildet. Das Interfascicularcambium ist gegen das gebildete Gewebe nicht scharf abgesetzt und

eben so wenig gilt dies für das innerhalb der Gefässbündel liegende Fasciculararcambium.

Nehmen wir jetzt den Querschnitt eines 10 bis 12 *mm.* dicken Stengels in Untersuchung, so finden wir einen $1^1/_2$ bis 2 *mm.* dicken secundären Holzkörper in demselben bereits vor. Dieser Holzkörper besteht fast ausschliesslich aus Holzfasern. Das Interfascicularcambium erzeugt nur solche, das Fasciculararcambium hingegen Holzfasern und Gefässe. Dann kommen die, durch ihre etwas dunklere Färbung, schwächere Verdickung und grössere Breite markirten, den Holzkörper durchsetzenden Markstrahlzellen. Nach der Aussenseite werden vom Cambiumringe keinerlei Elemente erzeugt; man findet hier die alten Verhältnisse wieder. Doch haben sich einzelne peripherische Elemente der Baststränge sehr stark verdickt; die Stärkeschicht hat ihre Stärkekörner eingebüsst, ihre Zellen sind vergrössert, und so wie die übrigen Gewebe der Rinde, tangential gedehnt worden. Korkbildung tritt hier aber nicht ein.

An den Längsschnitten finden wir die uns bereits bekannten Elemente wieder. Wir begnügen uns daher, zu constatiren, dass die Stärkeschicht von Zellen geringer Höhe, die auch in der Längsrichtung lückenlos aneinanderschliessen, gebildet wird. Weiter stellen wir fest, dass die mit kleinen Krystallen angefüllten Zellen meist in Reihen über einander stehen. Die stark verdickten Bastelemente in den inneren und äusseren Baststrängen haben die Gestalt von Bastfasern. Das secundäre Holz besteht aus Holzfasern mit spaltenförmigen, unbehöften Tüpfeln und aus behöft getüpfelten Gefässen, mit einfach durchbrochenen, schräg gestellten Querwänden. Die Markstrahlzellen haben stark poröse Wände mit rundlichen, ziemlich grossen Tüpfeln.

Mit Corallin gefärbte Querschnitte lassen wieder besonders schön die verdickten Elemente des Holzes und Bastes hervortreten. Das Collenchym färbt sich auch nach längerer Einwirkung nur hell ziegelroth.

Ergänzend sei hinzugefügt, dass die isolirten Baststränge sowohl bei Scorzonera als auch hier in den Knoten mit einander und den Basttheilen der Gefässbündel anastomosiren.

Ein sehr eigenthümliches Dickenwachsthum, welches in einigen Punkten an dasjenige der Dracaenen erinnert, zeigen unter dicotyledonen Pflanzen die Nyctagineen. Wir wählen zur Untersuchung die in Gärten sehr häufig cultivirte Mirabilis longiflora. Der Querschnitt durch einen 5 *mm.* dicken Stengeltheil zeigt uns im Innern des Stengels, in ein grosszelliges, stärkereiches Gewebe eingebettet, freie Gefässbündel in grösserer Zahl. Die Stärkekörner des grosszelligen Gewebes sind aus zahlreichen Theilkörnern zusammengesetzt. Die Gefässbündel fallen sofort in die Augen; Holztheil und Basttheil sind leicht zu unterscheiden; zwischen beiden bemerkt man nur wenige Schichten in Reihen angeordneter Zellen, die auf eine kurze Thätigkeit des Cambiums hinweisen. Diese freien Gefässbündel sind von verschiedener Stärke, die schwächeren halten sich mehr nach aussen; das sie umgebende Grundgewebe ist englumiger. Ausserhalb dieser Bündel liegt ein Gewebering, der aus stark verdickten Zellen und zwischen diese eingeschalteten Gefässbündeln besteht. Dieser Gewebering sowohl, als auch die in seiner Nähe befindlichen, schon erwähnten kleineren

Bündel sind secundär erzeugt worden. Sie verdanken ihre Entstehung einem Cambiumringe, der sich frühzeitig extrafascicular an der inneren Grenze der primären Rinde entwickelte. An der äusseren Grenze des secundären Gewebes finden wir diesen Cambiumring in Thätigkeit. An Alcohol-Material erscheinen die Wände seiner Zellen gebräunt, ebenso diejenigen der übrigen dünnwandigen Elemente des Stengels. Der Cambiumring giebt nur nach innen Gewebselemente ab. Er erzeugt in radialen Reihen stark verdickte Grundgewebszellen, die als interfasciculare oder Zwischengewebezellen bezeichnet werden und schaltet diesen von Zeit zu Zeit Gefässbündel ein, deren Bildung mit einem grossen Gefäss anhebt, sich in noch einem, oder auch in einigen, mehr oder weniger radial angeordneten Gefässen fortsetzt und mit dem Basttheil abschliesst. In den Zellen, welche den Basttheil produciren, dauern die Theilungen längere Zeit fort, die Gewebselemente werden hier daher englumiger. An der Grenze zwischen Holz und Bast sind auch in diesen, secundär erzeugten Bündeln einige Schichten reihenweise angeordneter Cambiformzellen zu sehen. Ist die Bildung eines secundären Gefässbündels vollendet, so werden weiterhin wieder Grundgewebselemente erzeugt. Die zwischen den Gefässen der secundären Bündel gelegenen Gewebselemente sind meist dünnwandiger als die angrenzenden Zwischengewebszellen, doch ist eine scharfe Grenze zwischen diesen und jenen nicht zu ziehen. Wo die aufeinanderfolgenden Gefässe stärker auseinander gerückt sind, stimmen die zwischen dieselben eingeschalteten Gewebselemente durchaus mit den angrenzenden des Grundgewebes überein. — Dies Alles gilt für die oberen, dünneren Theile der Stengel, während sich die Verhältnisse in den unteren, dickeren Theilen ein wenig verändern. Da werden die Zwischengewebszellen nur zum Theil so stark verdickt. Der Querschnitt durch einen 15 *mm.* dicken Stengeltheil zeigt uns das Zwischengewebe aus dünnwandigen, daher wieder gebräunten, radial etwas gestreckten Zellen gebildet. Gegen diese setzen die nunmehr etwas dickwandigeren englumigeren Elemente der Gefässbündel besser, wenn auch immer noch unvollkommen ab. Diesem dünnwandigen secundären Grundgewebe werden übrigens auch hier Zonen, oder auch Flecke, dickwandigerer Zellen, auch wohl radiale Streifen solcher, an welche nach aussen ein Gefässbündel ansetzt, eingeschaltet. — An der Aussenseite des Cambiums findet man in 5 *mm.* dicken Stengeltheilen die primäre Rinde mit ihrem peripherischen Collenchymringe und der Epidermis wieder; in 15 *mm.* dicken Stengeltheilen hat die Stelle des Collenchyms eine kräftige Korkschicht eingenommen. — Mit Corallin färbt sich das ganze secundäre Grundgewebe in den dünneren Stengeltheilen corallenroth, so auch die verdickten Zellen zwischen den Gefässen. In dem secundären Gewebe der stärkeren Stengeltheile treten nur die verdickten Elemente in dieser Farbe hervor, und verrathen so auf den ersten Blick ihre Vertheilung.

Der radiale Längsschnitt lehrt, dass die Gefässe in der secundären Zuwachszone behöft-getüpfelt sind. Die stark verdickten Gewebselemente des Grundgewebes sind Sklerenchymfasern; sie haben ganz den Bau von Holzfasern, sind an den Enden zugespitzt, mit einfachen dünnen Poren versehen. Die dünnwandigen Elemente des secundären Grundge-

webes sind parenchymatisch, an den Enden nicht zugespitzt und nur halb so hoch wie die Sklerenchymfasern. Im Uebrigen haben wir es mit bekannten Verhältnissen zu thun. In den secundär erzeugten Gefässbündeln fällt es nur noch etwa im Gegensatz zu den primären auf, wie völlig gleich hoch die Siebplatten in den an einander stossenden Siebröhren liegen. Die Siebplatten sind wie die andern unverholzten Elemente in dem Alcohol-Material braun gefärbt.

Ein ganz eigenes Verhalten kommt der in Gärten häufig cultivirten Tecoma radicans zu. Der Querschnitt durch ein 8 *mm.* dicken Stammtheil zeigt von aussen nach innen fortschreitend: die Epidermis; ein sklerenchymatisches Hypoderm; eine tangential gedehnte, in dem innern Theile stark gebräunte und collabirte Peridermschicht; durch wenige, abgestorbene Rindenzellen von ihr getrennt eine zweite Peridermschicht, welche auch Stränge stark verdickter, weisser Sklerenchymfasern von den inneren Geweben des Stammes abschneidet; dann secundären Bast mit isolirt eingestreuten, sehr dicken, schön geschichteten Bastfasern; dann das Cambium; hierauf den secundären Holzkörper, vorwiegend aus stark verdickten, englumigen Elementen gebildet, mit wenigen sehr weiten und etwas zahlreicheren engeren Gefässen; in diesem Holzkörper wohl zwei Jahresringe. So weit schliessen die Verhältnisse unmittelbar an Bekanntes an. Als merkwürdige Eigenthümlichkeit der Tecoma radicans tritt uns aber jetzt an der Markkrone ein neues Cambium entgegen. Dasselbe hat sich in den innersten Rändern der primären Holztheile der Gefässbündel ausgebildet, zum Ringe ergänzt und hierauf in entgegengesetzter Richtung wie das äussere Cambium gearbeitet. Es bildete nach aussen secundäres Holz, das ebenso wie das vom äusseren Cambium stammende gebaut ist, nach dem Mark zu secundären Bast, der nur aus dünnwandigen Elementen besteht und kaum hier und da eine Bastfaser aufzuweisen hat. Wie weit dieser Bast nach innen zu reicht, sieht man am besten an den ihn durchschneidenden Markstrahlen, die sich meist deutlich bis an ihr innerstes Ende verfolgen lassen. Ein directer Anschluss der äusseren Enden dieser Markstrahlen an die inneren Enden der Markstrahlen des äusseren Holzkörpers ist nicht gegeben. Der innere Holzkörper ist nicht im ganzen Umkreis gleich stark entwickelt, sein Zuwachs ist im Allgemeinen schwach, Jahresringe unvollkommen markirt. Das grosszellige, ursprüngliche Mark wird aber durch den innern Zuwachs immer mehr zerquetscht; der Zuwachs dauert so lange, als es die Raumverhältnisse gestatten. Er erreicht etwa die halbe mittlere Dicke eines Jahresringes. — Auf Querschnitten durch etwa 4 *mm.* dicke Zweige gelingt es leicht, in den innersten Zellen der Gefässbündel und den zwischenliegenden Zellen der Markkrone die Ausbildung des Cambiumringes zu verfolgen.

Der radiale Langschnitt zeigt uns Gefässe und Tracheïden, die behöfte Tüpfel und Schraubenbänder führen, und zwar die kleineren Gefässe und Tracheïden beides, die weitesten Gefässe nur Tüpfel; dann Holzfasern und Holzparenchym. Die beiden Holzkörper sind gleich gebaut. Im äusseren secundären Bast fallen die sehr schönen Bastfasern auf. Das an die Epidermis anschliessende Hypoderma wird von ziemlich langen, mit

abgerundeten Enden auf einander stossenden, mit engen Tüpfeln versehenen Sklerenchymfasern gebildet.

Die Familien der Chenopodiaceen, Amarantaceen, Nyctagineen, Mesembryanthemeen, sowie auch die Gattung Phytolacca sind dadurch ausgezeichnet, dass der secundäre Zuwachs in Stamm und Wurzel in concentrischen Kreisen von begrenzter Wachsthumsdauer erfolgt. Wir wollen den Vorgang an der Wurzel der Zuckerrübe, als einem relativ günstigen und leicht zugänglichen Objecte eingehender studiren. Die Hauptwurzel der Zuckerrübe ist meist von zwei Seiten etwas abgeflacht; hier trägt sie die Seitenwurzeln, die somit in zwei, einander gegenüberliegenden Streifen der Hauptwurzel entspringen. Die querdurchschnittene Rübe zeigt concentrische Kreise, deren man 6 bis 8 in einem starken Exemplar zählen kann. Auf zarten Querschnitten stellt man fest, dass jeder Kreis aus einem Kranze von Gefässbündeln gebildet wird. Diese Gefässbündel sind seitlich durch interfasciculares Gewebe gesondert. und solches Gewebe scheidet auch die aufeinander folgenden Kreise. Jedes Gefässbündel besteht aus einer bis mehr Reihen radial angeordneter Gefässe, die durch Parenchymzellen getrennt und von solchen auch umgeben werden. In den inneren Theilen des Gefässbündels sind diese Parenchymzellen nur wenig enger als diejenigen des angrenzenden Grundgewebes, doch schliessen sie lückenlos aneinander. Weiter nach aussen im Gefässbündel werden sie englumiger und zeigen deutlich radiale Anordnung. Sie gehen in das cambiale Gewebe über, das die Grenze zwischen Holztheil und Basttheil einnimmt, im fertigen Gefässbündel sich aber nicht mehr durch Theilung vermehrt. Der Basttheil fällt durch die geringe Weite seiner Elemente und deren bräunlichen Inhalt auf. Nicht alle Ringe lassen sich im ganzen Umkreis der Rübe verfolgen, vielmehr sieht man öfter zwei Ringe sich zu einem einzigen an den abgeflachten Seiten der Rübe vereinigen; ein jüngerer Ringabschnitt ist hier somit einem älteren Ringe angesetzt worden. In der Peripherie der Rübe kann man die Ringe in ihrer Entstehung und ihrer weitern Ausbildung verfolgen. Selbst in einer ausgewachsenen Rübe sind dort unfertige Ringe anzutreffen, die nur aus dünnwandigen Elementen bestehen. Jeder neue Cambiumring producirt nämlich vorerst nach aussen und innen nur Zwischengewebszellen. Es fehlen in diesen die Gefässbündelanlagen und nur vereinzelte Siebröhren werden dem nach Aussen abgegebenen Gewebe eingeschaltet. Diese Siebröhrenanlagen sind leicht an der wiederholten Theilung einzelner Zwischengewebszellen zu erkennen. Jede Siebröhre wird von einer oder von mehr Geleitzellen begleitet. Erst wenn der Zwischengewebsstreifen eine bestimmte Mächtigkeit erreicht hat, treten die Gefässbündelanlagen in demselben auf. Dieser Entwicklungsmodus hat zur Folge, dass jeder neue Ring von dem vorangehenden durch Zwischengewebe getrennt erscheint, einem Zwischengewebe, das sich noch längere Zeit durch Theilung und Streckung seiner Zellen vergrössert und so die Gefässbündel-

ringe in den definitiven Abstand bringt. In den äusseren Theilen des nach aussen abgegebenen Zwischengewebes stellen sich aber alsbald reichlichere Theilungen wieder ein und es wird dort ein neuer Cambiumring ausgebildet, dessen Thätigkeit beginnt lange noch bevor der vorangehende Ring seine definitive Ausbildung erfahren hat. Das die aufeinander folgenden Ringe trennende Zwischengewebe besteht somit aus Elementen, die nach aussen von den vorausgehenden und die nach innen von dem folgenden Cambiumringe abgegeben wurden. Das Gewebe, welches die Bündel in radialer Richtung trennt, ist somit seinem Ursprunge nach nicht von demjenigen verschieden, das die Bündel tangential scheidet.

In der Mitte der ausgewachsenen Rübe findet man einen aus Gefässbündeln gebildeten Stern. Dieser besteht aus zwei distincten Hälften, welche den beiden stärker entwickelten Seiten der Rübe entsprechen. Die Gefässbündel jeder Sternhälfte verschmelzen seitlich mit ihren innersten Holztheilen. Beide Sternhälften sind durch eine mittlere Brücke aus Gefässen und aus quer gestrecktem Parenchym verbunden. In dieser Brücke liegen die primären Holztheile der Wurzel vor uns und es gelingt, an den beiden freien Flanken derselben noch die ersten desorganisirten Ring- und Schraubengefässe zu erkennen. An letzteren beginnen die beiden einander gegenüberliegenden Hauptmarkstrahlen, die aus radial gestreckten Zellen bestehen. Diese beiden Markstrahlen sind mit dem blossen Auge zu erkennen und laufen gegen die Ursprungsstellen der Seitenwurzeln. An Stelle eines solchen Markstrahls sieht man wohl auch ein gleichgerichtetes Gefässbündel, das an dem primären Holztheile der Hauptwurzel ansetzt und eine Seitenwurzel versorgt. In diesem nach der Peripherie laufenden Bündel sind dann auch desorganisirte Ring- und Schraubengefässe zu erkennen. — Doch die Schilderung der letztgenannten Verhältnisse schalten wir nur ein, um das Bild des Ganzen zu vervollständigen; ein volles Verständniss derselben werden wir erst später gewinnen können, wenn wir uns mit dem primären Gefässbündelsystem der Wurzeln beschäftigen.

Ausserordentlich instructiv ist es, diese Querschnitte mit Corallin zu behandeln. Die Gefässe treten mit rothbraunem Ton hervor und es werden in der ausgewachsenen Rübe auch überall im Bast rosa gefärbte Callusplatten sichtbar. Doch nicht allein im Basttheil treten sie auf, tauchen vielmehr auch jenseits desselben in dem die Bündelringe trennenden Zwischengewebe auf. Sie halten hierbei so ziemlich die radiale Richtung der Bündel ein, können aber auch seitlich von derselben abweichen. Diese isolirten Siebröhren sind, so weit nachweisbar, von Geleitzellen begleitet, sie entsprechen jenen Siebröhren, von welchen wir fanden, dass sie frühzeitig in dem nach aussen abgegebenen Zwischengewebe, noch vor Anlage der Gefässbündel auftreten. — Die Zahl der Siebplatten, die hier an den Querschnitten sichtbar wird, ist eine ganz ausserordentlich grosse. — Radiale Längsschnitte nach verschiedenen Seiten und in verschiedener Entfernung von der Wurzelmitte geführt, lehren uns, dass alle Gefässe des secundären Zu-

wachses netzförmig verdickt sind. Ring- und Schraubengefässe finden sich nur, und zwar desorganisirt, an den vorhin schon erwähnten primären Orten. Die Zellen zwischen den Gefässen im Gefässbündel sind kaum höher als die angrenzenden des Interfasciculargewebes, doch schmäler als dieselben; sie nehmen in der Richtung zum Baste fort und fort an Breite ab. Die geringe Höhe der Siebröhren hat eine grosse Menge von Callusplatten, die bei Corallinfärbung mit überraschendem Effecte hervortreten, zur Folge. Die Geleitzellen sind ihres durchsichtigen Inhalts wegen nur schwer zu unterscheiden. Die isolirt verlaufenden Siebröhren findet man im Längsschnitt leicht wieder. Alle Elemente des Zwischengewebes und der Bündel, nur die Gefässe in Folge nachträglicher Perforation der Querwände ausgenommen, haben fast gleiche Höhe, eine Höhe, die ja durch diejenige der Zwischengewebszellen, in welchen die extrafascicularen Cambien entstanden, bestimmt wurde. Die Zwischengewebszellen sind am Längsschnitt deutlich in radiale Reihen angeordnet. Diese Anordnung wird hingegen im Querschnitt durch nachträgliche Theilungen verwischt. Die aufeinander folgenden Bündelringe werden durch schräg in radialer Richtung aufsteigende Zweige verbunden.

In der Mitte der Wurzel, wo die Holztheile der sternförmig angeordneten Bündel aufeinanderstossen, zeigen die netzförmigen Gefässe zahlreiche Anastomosen. Radiale Längsschnitte innerhalb der Hauptmarkstrahlen legen die nach den Seitenwurzeln gehenden Gefässbündel auf weitere Strecken blos.

Tangentiale Längsschnitte lehren, dass in tangentialer Richtung besonders zahlreiche Anastomosen zwischen den Gefässbündeln desselben Bündelkreises bestehen.

Um die wichtigsten unter den vorkommenden Abweichungen von dem gewohnten Dickenwachsthum der Dicotyledonen kennen zu lernen, wollen wir uns auch noch den Bau einer Serjania ansehen.[1]) Einige Gattungen rankender Sapindaceen sind nämlich dadurch ausgezeichnet, dass ihre Stämme mehrere gesonderte Holzringe, von einer gemeinsamen Rinde umgeben, zeigen. Unsere Gärten können uns hier leider das erforderliche Untersuchungsmaterial nicht liefern und sind wir auf trockne Stammstücke der Sammlungen angewiesen. Diese sind nun im Allgemeinen nicht schwer zu beschaffen und gestatten genügende Orientirung. Der nebenan dargestellte Querschnitt stammt von der südbrasilianischen Serjania Laruotteana mit „zusammengesetztem" Holzkörper und führt uns ein Stämmchen von 5 *mm.* Durchmesser vor, das von vier geschlossenen Holzkörpern gebildet wird. Der mittlere ist am stärksten, ihm sitzen, symmetrisch vertheilt die kleineren (3—8) an. Umgeben werden sie von

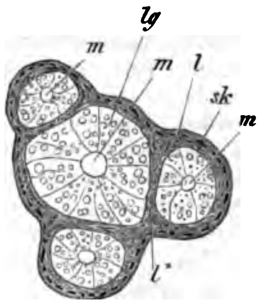


Fig. 71. Querschnitt durch den Stamm von Serjania Laruotteana. *sk* Theile des zersprengten Sklerenchymringes der primären Rinde; l* Bastfasergruppen des secundären Bastes; *lg* Holzkörper; *m* Mark.

einer gemeinsamen Rinde; jeder ist von seinem eigenen, secundären Bastkörper umfasst. Betrachtet man den Querschnitt, von innen nach aussen fortschreitend, bei stärkerer Vergrösserung, so sieht man aufeinander folgen: die primäre Rinde aus gebräunten, mit harzigen Stoffen erfüllten Zellen und gelblichen Sklerenchymfasersträngen (*sk*) gebildet, letztere augenscheinlich Stücke eines zersprengten Ringes; der secundäre Bast, jedem der abgeschlossenen Holzkörper zu eigen, bestehend, der Hauptsache nach, aus Strängen von Bastfasern (*l*), die den Sklerenchymfasern der primären Rinde gleichen, und aus dünnwandigen, in den älteren Theilen stark gedehnten und zerquetschten Elementen. Im Innern des Stammes, zwischen diesen Holzkörpern stossen die secundären Bastmassen auf einander (*l**). Eine Trennungsschicht aus Grundgewebe ist hier nicht mehr nachzuweisen. Auf der Innenseite des Cambiums sieht man in jedem Holzkörper sehr weite Gefässe, dazwischen in Gruppen resp. radialen Reihen eingestreut kleinere; das Alles in einem Gewebe englumiger, stark verdickter Elemente. Nur die primären Markstrahlen sind geradläufig, die secundären werden in ihrem Verlauf durch die grossen Gefässe gestört. Im Innern eines jeden Holzkörpers ist ein ziemlich grosszelliges Mark vorhanden. In allen Theilen des Stammes sieht man mit Harz angefüllte Zellräume; in den Markzellen auch Stärke. Jahresringe werden nicht ausgebildet. — Längsschnitte zeigen uns die engen und die weiten Gefässe des secundären Holzes getüpfelt; an der Markkrone finden wir Schraubengefässe und Ringgefässe. Ausserdem enthält das secundäre Holz Tracheïden, Holzparenchym und der Hauptmasse nach Holzfasern. Die Callusplatten der Siebröhren und die Bastfasern im secundären Bast, die Sklerenchymfasern in der primären Rinde sind leicht zu finden. Die Markstrahlzellen führen Krystalle. — Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen haben gelehrt, dass diese zusammengesetzten Holzkörper der Sapindaceen dadurch zu Stande kommen, dass die primären Gefässbündel nicht in einem Kreise, sondern in einem vielfach ausgebuchteten Ringe stehen. Das Interfascicularcambium, das hierauf entsteht, verbindet die Cambien der die Ausbuchtung bildenden Gefässbündel zu in sich abgeschlossenen Ringen. So werden die äusseren Gefässbündelringe von dem inneren gleichsam abgeschnürt. Die Verhältnisse werden complicirter, wenn, wie bei der von uns untersuchten Serjania Laruotteana, in späteren Jahren secundäre Holzkörper in der Rinde ausserhalb oder selbst zwischen den primären Holzkörpern entstehen. Diese secundären Holzkörper umgeben zonenweise die primären.

Die Gefässbündel, die wir bisher getrennt von einander uns entgegentreten sahen, können auch gleich bei ihrer Anlage zu einem sogenannten axilen Gefässbündelcylinder verschmolzen sein und hierbei nicht unwesentliche Aenderungen erfahren haben. In das Studium solcher axilen Cylinder soll uns zunächst das Beispiel einer monocotylen Pflanze, des überall verbreiteten Potamogeton natans einführen. Hier tritt uns ein axiler Gefässbündelcylinder im Stengel entgegen, dessen Deutung uns aber wesentlich durch das vorausgehende Studium des Blattstielquerschnitts erleichtert werden wird. Letzterer zeigt uns ein System von Luftkanälen, die durch einfache Wände aus tonnenförmigen Zellen getrennt werden. Nur

ı halber Dicke des Blattstiels haben sich, innerhalb einer nach er Unterseite zu rinnenförmig vertieften Fläche, Gewebestränge usgebildet, welche je ein Gefässbündel in sich bergen. Das tärkste Gefässbündel liegt in der Mediane des Blattstiels; an dieses rollen wir uns zunächst halten. Wir finden in demselben bekannte 'erhältnisse wieder, die wir ohne weiteres an diejenigen, die uns ei Butomus entgegengetreten waren, anknüpfen können. Das Bünel zeigt zu innerst (nach der Blattoberseite zu) einen Intercellulargang, er von dünnwandigen Zellen umgeben ist; an diese stossen in inem breiten Streifen Gefässe an, zwischen letzteren liegt dünnwaniges Parenchym, das weiter nach aussen (nach der Blattunterseite u) allein vertreten ist und noch englumiger wird. An die dünnrandigen Zellen grenzt der Basttheil, aus sehr weiten Siebröhren, ieleitzellen und stärkeführenden Bastparenchymzellen bestehend. Íicht selten streift der Querschnitt eine feinpunktirte Siebplatte. ın äusserst im Basttheil sieht man auch wohl einige collabirte 'rotophloëmelemente. Das Bündel wird innen und aussen von iner Scheide aus verdickten Sklerenchymfasern umfasst. An en Kanten des Blattstiels sind die Gefässbündel sehr reducirt. Íoch stärker ist die Reduction derjenigen kleinen Bündel, die ausseralb der angegebenen Fläche zwischen die Luftkanäle der unteren Iälfte des Blattstiel-Querschnittes eingestreut sind. Ausser diesen nd zwar in der ganzen Hälfte des Querschnitts überall, in der unteren Iälfte fast ausschliessch in der Peripherie, ieht man auch Stränge, ie nur aus Sklerenchymasern bestehen. Das anze Grundgewebe führt neist reichlich Stärke. uffallend sind die zaren Diaphragmen, welche n den Luftkanälen ausgepannt sind. Sie bestehen ur aus einer Schicht ehr flacher Zellen, die reieckige oder abgerunlete Intercellularräume wischen sich lassen. Die Wände dieser Intercellularräume sind stärer verdickt und fallen laher besonders in die Augen.

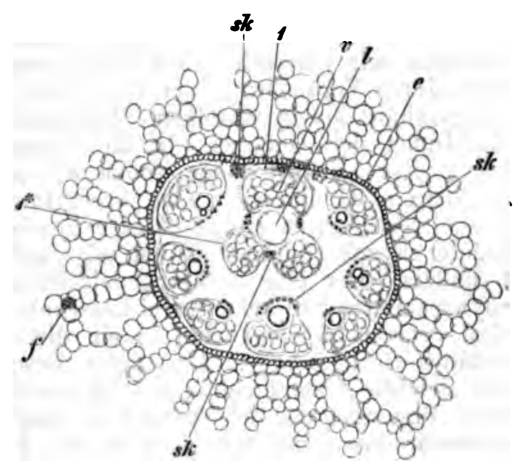


Fig. 72. Querschnitt durch den Stengel von Potamogeton natans. *1*, *1** drei vereintläufige Gefässbündel. *l* der Luftkanal; *v* der Basttheil; *sk* Sklerenchymfasern; *e* Endodermis; *f* ein Sklerenchymfaserbündel im Rindenparenchym. Vergr. 55.

Nach dieser Vorbereitung gehen wir zum Studium des Querschnitts durch das Internodium eines Stengels über; die oben stehende Skizze (Fig. 72) soll zur Orientirung dienen. Die Mitte

des Stengels wird von einem axilen Gefässbündelcylinder eingenommen, in welchem die einzelnen Gefässbündel noch deutlich zu unterscheiden sind und eine ganz bestimmte Anordnung zeigen. Wir drehen den Schnitt so lange, bis dass er die Lage der beigefügten Skizze hat. Wir orientiren uns hierbei am besten an den beiden grössten Intercellulargängen der Gefässbündel; wir stellen sie median, den allergrössten nach oben. Hierauf zählen wir ab, dass acht isolirte Gefässbündel gleichmässig in der Peripherie des axilen Cylinders vertheilt sind; dabei ist aber dasjenige, welches den grössten Gang führt, aus drei verschmolzenen Gefässbündeln gebildet (1). In der That sehen wir, dass an diesen grössten Intercellulargang von innen zwei radial orientirte Basttheile (1*) ansetzen. Der Bau der einzelnen Gefässbündel stimmt mit demjenigen der Blattstielbündel überein, doch ist der Holztheil sehr reducirt oder fehlt ganz. In den beiden Gefässbündeln, die wir median orientirt haben und welche die beiden grössten Gänge führen, können wir überhaupt Gefässe nicht mehr nachweisen. Die kleineren, sich als Intercellulargänge präsentirenden Lumina der anderen Gefässbündel erweisen sich hingegen bei näherer Untersuchung als Gefässe. Manchmal stossen zwei gleich weite Gefässe an einander, hin und wieder auch noch einzelne enge Gefässe an ein weites; auch kann ein kleiner Gang von dem Bau der median gestellten neben einem Gefäss noch vorhanden sein. Dass es sich aber wirklich an den seitlich orientirten Gefässbündeln um Gefässe handelt, das können wir an schräg geführten Schnitten feststellen. Da erkennen wir einerseits noch den Querschnitt, können denselben aber, durch Veränderung der Einstellung, gewissermaassen in den Längsschnitt hinein verfolgen. Wir sehen hierbei leicht die Schraubenbänder der Gefässe. In die Gänge der Gefässbündel, die wir median orientirt haben, sehen wir in seltenen Fällen einzelne Gefässringe hineinragen. An ihrem Innenrande sind die Gefässbündel meist durch einige Sklerenchymfasern (*sk*) gestützt, einige Sklerenchymfaserstränge finden wir auch an der Peripherie des Cylinders. Der eine Gefässbündeldrilling zeigt je einen Sklerenchymfaserstrang in seinen drei Einschnitten (*sk*). Die Gefässbündel sind gemeinsam eingebettet in ein dicht mit grobkörniger Stärke erfülltes Grundgewebe. Man kann diesen Stärkegehalt benutzen, um sich die Untersuchung des Gefässbündelcylinders zu erleichtern; fügt man nämlich etwas Jodlösung dem Präparat hinzu, so erscheint das ganze Grundgewebe tief blau gefärbt und es treten nun die Bilder der einzelnen Gefässbündel farblos aus diesem blauen Untergrunde hervor. Nur im Basttheil der Bündel führen einige Zellen, die Bastparenchymzellen, etwas sehr feinkörnige Stärke. — Nach aussen ist der Gefässbündelcylinder abgegrenzt durch eine scharf entwickelte, einschichtige Zellhülle, die „Endodermis“ (*e*). Die Zellen derselben sind einseitig, und zwar an ihrer Innenseite, stark verdickt. Nach Zusatz der Jodlösung nehmen sie an ihrer unverdickten Aussenseite gelbbraune Färbung an, während die ver-

dickte Innenseite, sowie die Querschnitte der Sklerenchymfasern hellgelb gefärbt erscheinen. Bei Behandlung mit concentrirter Schwefelsäure wird das ganze Gewebe des Querschnitts schliesslich gelöst, bis auf die Zellen der Endodermis, von denen aber nur dünne gebräunte Hüllen zurückbleiben. Diese sind cutinisirt und zwar vornehmlich an den radial gestellten Wänden, die sich jetzt durch etwas grössere Dicke auszeichnen. — Die Endodermis wird umgeben von einer zusammenhängenden, einfachen bis doppelten Schicht stärkeführender Rindenzellen, an welche weiter die aus eben solchen Rindenzellen gebildeten, die Luftkanäle von einander trennenden Scheidewände ansetzen. Den Vereinigungsstellen dieser Wände sind Stränge aus Sklerenchymfasern, eventuell äusserst reducirte von Sklerenchymfasern umscheidete, Gefässbündel eingefügt. Die Diaphragmen, die man hier und da in den Kanälen sieht, sind wie im Blattstiel gebaut. — Der radiale Längsschnitt zeigt die Zellen des Grundgewebes im axilen Cylinder etwa drei Mal so lang als breit, lückenlos verbunden. Die Sklerenchymfasern der Schutzscheiden treten uns in bedeutender Länge entgegen. Die Zellen der Endodermis zeigen sich an der verdickten Innenseite von zahlreichen, einfachen Poren durchsetzt. — In den Gefässbündeln trifft der Schnitt vor Allem die sehr weiten und langen Siebröhren mit anstossenden engen Geleitzellen, welche letztere nach Jodzusatz an ihrem feinkörnigen, gelben Inhalt kenntlich werden. Die Bastparenchymzellen dazwischen sind breiter und führen feinkörnige Stärke. Die Gefässe sind leicht in den vorhin als gefässhaltig erkannten Gefässbündeln wiederzufinden.

Führt man aufeinander folgende Querschnitte durch einen Knoten aus, so erscheint hier die Zahl der Gefässe in den Bündeln bedeutend angewachsen. Die Gefässbündel gehen unregelmässige Anastomosen untereinander ein und auch die in der Rinde verlaufenden reducirten Gefässbündel und Faserstränge verändern ihre Richtung und dringen in den axilen Gefässcylinder ein, um mit den Gefässbündeln desselben sich zu verbinden. Diese reducirten Bündel und Stränge sowohl, als auch die in den axilen Cylinder eintretenden Blattbündel werden eine Strecke weit von den Endodermiszellen umscheidet.

Der axile Gefässbündelcylinder im Stengel von Hippuris vulgaris zeigt ein sehr eigenthümliches Verhalten. Im Querschnitt durch das Internodium tritt uns zunächst an der Oberfläche die Epidermis entgegen, unter dieser eine Zellreihe, an welche die eine Zellschicht starken Wände des Luftkanalsystems der Rinde ansetzen. Man zählt etwa sechs Luftkanäle in einem Radius ab, bis dass man zu der die Endodermis umgebenden Zellschicht gelangt. Alle diese Rindenzellen sind von gleichem Bau und führen Stärke. Die Endodermis besteht aus einer einfachen Schicht schwach verdickter Zellen, welche an den radialen Wänden den schwarzen, für die Endodermen meist so charakteristischen, durch Wellung einer mittleren Wandpartie hervorgerufenen, linsen-

förmigen Schatten zeigen. Im axilen Gefässbündelcylinder tritt uns zu äusserst ein Ring aus parenchymatischen, oft ziemlich derbwandigen Elementen entgegen. Sie dürften als Bastparenchym zu deuten sein. In dieses Gewebe sind in etwa doppeltem Ringe, doch unregelmässig, engere dünnwandigere Zellgruppen, die es aufmerksam zu suchen gilt, eingestreut. Es sind das meist einzelne von Geleitzellen begleitete Siebröhren. Es folgt weiter ein mehrschichtiger Ring aus Gefässen, und zwar nach aussen Netzgefässe, nach innen Schrauben- und Ringgefässe, zwischen diesen Gefässen einzelne dünnwandige Parenchymzellen. Das Innere des Cylinders nimmt parenchymatisches, dünnwandiges Grundgewebe ein. In dem Gefässringe ist eine Sonderung in Abschnitte nicht zu erkennen. Zur Vervollständigung des Eindruckes wird es nothwendig, mehrere aufeinanderfolgende Querschnitte durch den Knoten zu führen. An diesen stellt man fest, dass aus den zahlreichen Blättern des Wirtels je ein Gefässbündel durch die Rinde in den axilen Gefässbündelcylinder tritt. Manchmal vereinigen sich zwei, ja selbst drei solcher Blattbündel vor ihrem Eintritt in den Cylinder zu einem einzigen. Die Blattbündel sind bis an den innersten Rand des Gefässringes zu verfolgen, sie schliessen hier an die Schraubengefässe desselben an. Gleichzeitig zeigen sich die Bastparenchymzellen und Siebröhren nach den eintretenden Blattbündeln zu orientirt. Die das Blattbündel bildenden Gefässe sind Ring- und Schraubengefässe. Die Querschnitte lehren auch, dass in der Rinde des Knotens ein Diaphragma aus eigenthümlichen, dickwandigen, mit runden Buckeln versehenen, kleine Intercellularräume zwischen sich lassenden, Zellen ausgespannt ist. Wo ein Gefässbündel durch das Diaphragma läuft, erscheint dieses entsprechend angeschwollen. Das Gefässbündel wird von der Endodermis, hin und wieder auch noch von einer Schicht eng an einander schliessender Rindenzellen begleitet. — Der radiale Längsschnitt bestätigt es, dass die Gefässe des axilen Cylinders zu innerst Ring- und Schraubengefässe, weiter nach aussen Netz- resp. Treppengefässe sind. In dem den Gefässring umgebenden Bastheile trifft man hin und wieder eine Siebröhre, vorwiegend aber nur gestrecktes Bastparenchym. Aehnlich wie das Bastparenchym ist das Gewebe im Innern des Gefässcylinders gestaltet. Durchsetzt der Längsschnitt einen Knoten, so stellt man fest, dass das Diaphragma zwei- bis dreischichtig ist und dass seine Schichten auseinanderweichen, um ein eintretendes Blattbündel aufzunehmen.

Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen, die wir später noch anstellen wollen, werden uns lehren, dass es sich bei Hippuris um ein einziges centrales Gefässbündel handelt, an welches die Blattbündel ansetzen. Das scheinbare Mark im Innern des axilen Cylinders ist als Holzparenchym zu deuten.

Einen andern ähnlich zu deutenden Fall mit noch weiter gehender Reduction der Theile, finden wir bei einer Wasserpflanze Elodea canadensis, wie denn überhaupt die Wasserpflanzen die weitgehendsten Ab-

weichungen und Reductionen in ihrem Körperbau zeigen. Der Querschnitt durch den Stengel von Elodea canadensis, einer jetzt überall eingeschleppten canadischen Hydrocharidee, zeigt zu äusserst eine nur schwach gegen das Rindengewebe abgesetzte Epidermis. Das Rindengewebe besteht aus rundlichen Zellen, welche grössere und kleinere Intercellularräume einschliessen, ausserdem einen Kreis grosser Luftkanäle bilden. Die Stengelmitte bietet uns einen axilen Gefässbündelcylinder. Zu diesem scheint bereits die Endodermis zu gehören, denn die Zellen derselben zeigen gleiche Grössen mit den Zellen des Gefässbündelcylinders, sind aber kleiner als die Zellen der Rinde. Nichts desto weniger rechnen wir auch hier die Endodermis zum Grundgewebe und sehen sie als innerste Rindenschicht an. Der schwarze Schatten an den radialen Wänden der Endodermis ist in ganz typischer Weise entwickelt. Das Gewebe des axilen Gefässbündelcylinders besteht aus dünnwandigen, polygonalen, ohne Zwischenräume an einander schliessenden Zellen. Eine Abwechslung enger und weiter Zellen ist nicht gegeben und eine Verschiedenheit der Gewebselemente im Querschnitt nicht festzustellen. Diejenigen grösseren Zellen, von welchen kleinere sich abgegrenzt zeigen, können wir immerhin als Siebröhren, die abgegrenzten kleineren als Geleitzellen ansprechen. Die Mitte des Gefässbündelcylinders wird von einem Intercellulargang eingenommen. Querschnitte durch einen Knoten zeigen, dass jedes der drei eintretenden Blattbündel je ein stark gedehntes, zum Theil desorganisirtes Ringgefäss besitzt und dass sich dieses Ringgefäss, durch dass ganze Gewebe des centralen Gefässbündelcylinders, bis an den centralen Gang fortsetzt. Radiale Längsschnitte durch ausgewachsene Internodien, mit Corallin behandelt, lehren, dass die langgestreckten Zellen des centralen Gefässbündelcylinders nur zum Theil mit Siebplatten abschliessende Siebröhren sind, dass andere ebensolche Röhren Zellkerne führen und die Gefässe vertreten. In der That gelingt es nicht selten, namentlich in der Nähe der Endodermis, an einzelnen solchen Röhren eine zarte Schrauben- oder netzförmige Verdickung zu erkennen. Der Nachweis solcher Gefässe wird meist noch leichter in der Nähe der Knoten. Der Anschluss der aus den Blättern kommenden Schraubengefässe an den mittleren Gang führt aber zu der Annahme, dass derselbe ursprünglich ein Gefäss war und zu einem ersten, centralen Gefässbündel gehörte. In der That lehrt die Entwicklungsgeschichte, dass die jüngsten Internodien von einem, eventuell auch zwei centralen Ringgefässen durchzogen werden, an welche, im Knoten, je ein Ringgefäss der Blätter ansetzt. Diese centralen Gefässe werden bei eintretender Streckung der Internodien in den Gang verwandelt, an welchem nicht einmal mehr Schraubenbänder zu entdecken sind. — Jedenfalls haben wir es also im Gefässbündelcylinder von Elodea mit einem einzigen Gefässbündel wie bei Hippuris zu thun. Dieses Gefässbündel gehört nur dem Stengel an und die Blattbündel setzen an dasselbe an. In diesem Gefässbündel wird aber bei Elodea vornehmlich nur ein centrales Gefäss entwickelt, an welches sich daher auch die Blattbündel halten. Gegen Hippuris hat das Gefässbündel von Elodea eine noch weiter gehende Reduction erfahren, oder richtiger, es wird dasselbe noch weniger als dasjenige von Hippuris differenzirt. — Wir erwähnten bei Besprechung

der Rinde nicht, dass in dieser, nur eine Zellreihe von der Epidermis entfernt, dünne Stränge aus zarten Gewebselementen verlaufen. Es sind im Querschnitt ein oder zwei grössere und einige kleinere Zellen zu sehen. Wir müssen sie für dünnwandige Bastelemente erklären. Es finden sich sechs derartige Stränge gleichmässig im Umkreis vertheilt, sie alterniren mit den sechs Geradzeilen (Orthostichen), welche die alternirenden dreigliedrigen Blattwirtel bilden. Je zwei benachbarte Stränge geben im Knoten Zweige an ein Blattbündel ab. Im Längsschnitt erscheinen die Zellen der Stränge als langgezogene Röhren; die übereinanderstehenden Stränge setzen in den Knoten an einander an.

Anmerkungen zum XIII. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu Russow, Betracht. ü. d. Leitbündel- und Grundgewebe. Dorpat, 1875. p. 33.

[2]) de Bary, Vergl. Anat. pag. 198, 448.

[3]) Für dieses und die folgenden Beispiele die Literatur bei de Bary, Vergl. Anat.

[4]) Vergl. Radlkofer, Mongr. d. Sapindaceen-Gatttung Serjania; Amt. Ber. d. 50. Vers. d. deut. Naturf. u. Aerzte in München, p. 194.

[5]) Vergl. Naegeli, Beitr. z. wiss. Bot. 4. Heft. p. 5.

XIV. Pensum.

Unter den Gefässkryptogamen[1]) besitzen nur die Equiseten und ioglossen collateral gebaute Gefässbündel. Diejenigen der Equi- ı zeigen nicht geringe Aehnlichkeit mit reducirten Gefässbün- der Monocotyledonen. Im Stamme der Ophioglossee Botrychium bt man andererseits n dicotylen Gefäss- lelkreis vor sich zu n. Hier wird sogar Holztheil und Bast- der Gefässbündel h Cambiumzellen ge- ıt, die eine Zeit lang in die zweite Vege- nsperiode hinein) g bleiben. Diese Ge- ündel von Botry- m stellen die einzi- ler Anlage nach offe- Gefässbündel beiden lebenden Gefäss- togamen vor; die ssbündel der Equi- ı sind hingegen, so diejenigen der üb- ı Gefässkryptoga- , cambiumlos. — Wir en zunächst ein Equi- m näher untersuchen. er Querschnitt durch Internodium eines tativen Sprosses von isetum arvense ; uns um das hohle

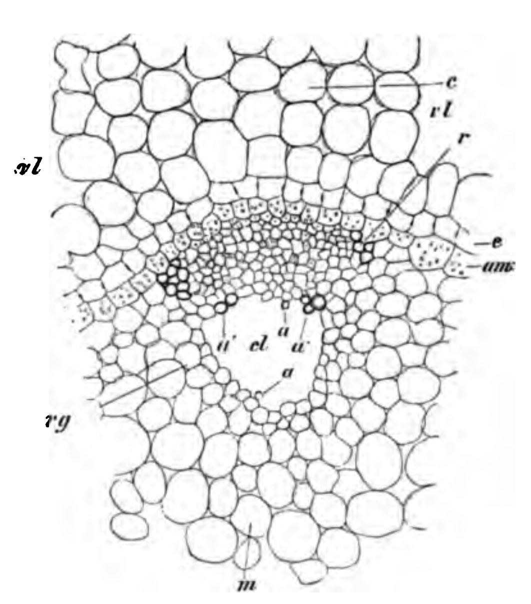


Fig. 73. Querschnitt durch das Internodium eines vegetativen Sprosses von Equisetum arvense, ein Gefässbündel zeigend. *a* isolirte Gefässringe, *a'* bleibende Ringgefässe, *r* Ring- und Netzgefässe an den Seiten des Basttheils, *cl* Carinalhöhle, *vg* Grundgewebsscheide, *m* Markgewebe, *am* Stärkeschicht, *e* Endodermis, *c* Rinde, *vl* Vallecularhöhlen. Vergr. 90.

ı einen Kranz von Gefässbündeln sehr einfachen Baues. Diese ssbündel sind, was im Stengel der Gefässkryptogamen nur

den Equiseten und Ophioglossen eigen, collateral gebaut; sie kehren ihren Holztheil nach innen, ihren Basttheil nach aussen. Im Holztheil fällt vor allem der Intercellulargang auf (*cl*), der hier als Carinalhöhle bezeichnet wird; derselbe wird umgeben von einer einfachen Schicht dünnwandiger Holzparenchymzellen. In den Intercellulargang sieht man isolirte Gefässringe (*a*), die von den gestreckten und zerrissenen Protoxylemelementen stammen, hineinragen. Der Intercellulargang ist schizogen entstanden. Andere persistente Ringgefässe stossen an den Intercellulargang. Nach aussen liegt der Basttheil. In diesem ist zwar nicht eine Abwechslung grösserer und kleinerer Zellen nachzuweisen, doch fällt immerhin eine Anzahl von Zellen durch ihre geringere Grösse auf und giebt sich auch an ihrem Inhalt als Geleitzellen zu erkennen. An dem Aussenrande des Basttheils findet man kleinzellige, gequollene, zum Theil collabirte Protophloëmelemente. Rechts und links am Basttheile liegt eine Gruppe von Ring- und Netzgefässen (*r*), es wird somit der Basttheil von dem Holztheile seitlich umfasst. Nach aussen stösst an das Gefässbündel eine einfache, wenig regelmässige Schicht stärkeführender Grundgewebszellen (*am*), die sich auch mehr oder weniger deutlich zwischen die Gefässbündel fortsetzt. Auf diese Stärkeschicht folgt die Endodermis (*e*), die als einfache, continuirliche Zelllage den ganzen Gefässbündelcylinder umschliesst. Diese Endodermis zeigt, doch nicht immer deutlich, den schwarzen Schatten auf den radialen Wänden. Nach innen zu werden die einzelnen Gefässbündel von wenig distincten Grundgewebsscheiden umfasst. Zusatz concentrirter Schwefelsäure lässt die cutinisirte, sich gelbbraun färbende undulirte Leiste in den radialen Wänden der Endodermis scharf hervortreten. Die übrigen Theile der Endodermis, sowie alle anderen Gewebetheile bleiben farblos, widerstehen aber sehr lange der Schwefelsäure. Auf die Endodermis folgt nach aussen grosszellige Rinde. Dieselbe führt in mit den Gefässbündeln alternirenden Radien weite Intercellulargänge, Luftlücken, die sogenannten Vallecularhöhlen. Die Oberfläche des Stengels zeigt vorspringende Leisten und einspringende Thäler, die sogenannten Riefen und Rillen. Die Riefen liegen vor den Gefässbündeln, hier ist die Epidermis ohne Spaltöffnungen und durch einen hypodermalen Sklerenchymfaserstrang gestützt. Unter diesem Strange liegt das chlorophyllhaltige, lockere Parenchym und gelangt zu beiden Seiten desselben bis an die Epidermis. Hier befinden sich auf den Böschungen der Riefen die Spaltöffnungen, während die Mitte der Rille wieder spaltöffnungslose Epidermis und sklerenchymatisches Hypoderma, wenn auch in schwächerer Entwicklung, zeigt. — Dieser ganze, eben geschilderte, Bau soll uns durch die beigefügte kleine Skizze vergegenwärtigt werden. Dieselbe zeigt uns, von innen nach aussen fortschreitend, das durch Zerreissung, also lysigen ausgehöhlte Mark (*m*); den Kranz von collateralen Gefässbündeln mit den Carinalhöhlen (*cl*); die Endodermis (*e*); die Rinde mit den Vallecularhöhlen (*vl*); die

Riefen mit den Sklerenchymfasersträngen (*hp*); das darunter befindliche chlorophyllhaltige Gewebe (*ch*), beiderseits des Sklerenchymfaserstranges die Epidermis erreichend; letzteren Stellen entsprechend die Spaltöffnungen (*st*); endlich die Mitte jeder Rille durch einen Sklerenchymfaserstrang (*hp*) gestützt.

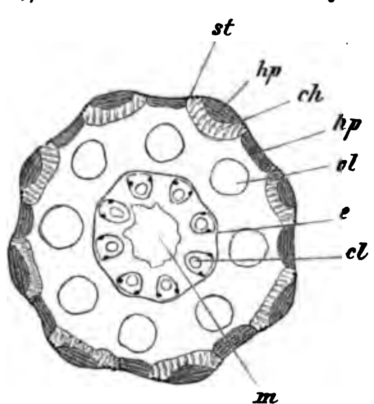


Fig. 74. Querschnitt durch ein Internodium des Stengels eines vegetativen Sprosses von Equisetum arvense. Die Erklärung der Buchstaben nebenan im Texte. Vergr. 11.

Die physiologischen Vortheile, die sich aus der eben betrachteten Anordnung der Gewebe im Stengel von Equisetum ergeben, sind so augenfällig, dass wir sie nicht ganz unberücksichtigt lassen dürfen. Da der Stengel biegungsfest gebaut sein soll, so sehen wir die stärkst verdickten Stereome, in Gestalt von Sklerenchymfaserbündeln möglichst weit nach aussen, nämlich in die vorspringenden Riefen rücken. Sie bilden hier Gurtungen, welche mit den gegenüber liegenden sich zu Trägern combiniren. Unterstützt werden diese Gurtungen durch andre, schwächere, die im Grunde der Rillen laufen. Letztere haben zugleich noch die Aufgabe, die entsprechenden Stellen der Stengeloberfläche zu versteifen und die unter ihnen befindlichen Vallecularhöhlen zu schützen. Die vorspringenden Sklerenchymbündel decken ihrerseits das Assimilationsgewebe, das an den gegen mechanische Angriffe geschütztesten Orten, nämlich an den Böschungen der Rillen, die Stengeloberfläche erreicht. So wird hier in für die Pflanzen vortheilhaftester Weise der Antagonismus des Assimilationssystems, dessen Elemente zu Licht und Luft, nach der Oberfläche streben und des mechanischen Systems, das in biegungsfesten Organen möglichst peripherisch liegen soll, geschlichtet. — Eine mechanische Bedeutung kommt auch der Endodermis zu. Sie dient zum Schutze der inneren Theile und erlangt in Folge der Verkorkung eine geringere Dehnbarkeit und erhöhte Festigkeit. Damit aber in dem vorliegenden Falle der Flüssigkeitsaustausch zwischen den inneren und äusseren Geweben durch diese Endodermis nicht gestört werde, verkorken in diesem Falle vornehmlich nur die radial gestellten Wände. Die Wellung eines Streifens der radialen Wand, welche die charakteristischen dunkleren Punkte erzeugt, tritt erst bei Herabsetzung des Turgors in den betreffenden Zellen ein, ist daher auch stets in den Präparaten, die durch Schneiden ihres Turgors beraubt wurden, zu sehen.

Botrychium rutaceum Willd. oder B. Matricariae Spr. sind für die Untersuchung geeigneter als das ihnen sonst entsprechende B. Lunaria. Nun wäre es freilich nicht eben leicht, sich nach Bedürfniss Material von

den erst genannten Arten zu schaffen, wenn nicht die Ophioglossen, mit manchen andern Gefässkryptogamen, die Eigenschaft theilen möchten, sich sehr gut an aufgeweichtem Herbarmaterial studiren zu lassen. Es genügt, den trockenen Pflanzentheil auf einige Stunden in Wasser zu legen. Auf solches Material von **Botrychium rutaceum** Willd, ist die nachfolgende Schilderung basirt. Ein Querschnitt durch den kurzen, unter natürlichen Verhältnissen im Boden verborgenen Stengel, zeigt einen Kreis von Gefässbündeln, welche dicht an einander schliessend, durchaus den Eindruck eines dicotylen Gefässbündelringes hervorrufen. Dieser Ring ist nur unterbrochen dort, wo ein seitliches Gefässbündel abgeht. Im Innern liegt ein weites, grosszelliges Mark, seitlich sind die Gefässbündel durch fast immer einschichtige Markstrahlen getrennt. Diese treten als farblose, oder doch hellere Streifen deutlich hervor, wenn der Schnitt mit Corallin oder Safranin tingirt worden ist. Vielleicht noch besser sieht man sie an mit Schwefelsäure behandelten Schnitten. Das Gefässbündel ist, wie schon erwähnt worden, collateral gebaut. Der Holztheil besteht ausschliesslich aus Gefässen, die, wie schon der Querschnitt, noch besser der radiale Längsschnitt zeigt, netzförmig verdickt, ausserdem mit behöften Tüpfeln versehen sind. Letztere finden sich nur an denjenigen Wänden der Gefässe, mit welchen Letztere an ihres Gleichen stossen. Gefässe, wie Markstrahlzellen sind in radialen Reihen angeordnet und verrathen so ihren Ursprung aus gemeinsamen Cambiumzellen. Diese kann man noch in Thätigkeit an dem Aussenrande des Holztheils treffen. Wir haben hier somit den merkwürdigen Fall vor uns, dass ein kryptogames Gefässbündel cambiumhaltig und eines, wenn auch nur beschränkten Dickenwachsthums fähig ist. Die Cambien der aneinanderstossenden Bündel sind, wie bei Dicotyledonen, durch markstrahlbildendes Interfascicularcambium zu einem geschlossenen Ringe vereinigt. Dieser Cambiumring giebt aber nur nach Innen zu Gewebselemente ab. Nach aussen folgt hingegen auf das Cambium feinporiges Bastparenchym mit körnigem Inhalt, dann die Siebröhren mit mehr homogenem Inhalt, dann wieder körnchenhaltige Zellen und hierauf die Endodermis. Der Nachweis der letzteren wird durch Schwefelsäure besonders erleichtert, weil dann die verkorkten Stellen an den radialen Wänden mit gelbbrauner Farbe hervortreten. Auf die Endodermis folgt die grosszellige Rinde, die an der Peripherie, was für Kryptogamen ebenfalls merkwürdig erscheint, von einer Korkschicht bedeckt ist. Auf dem radialen Längsschnitt kann man bequem die eigenthümliche Verdickung der Gefässe, auch deren unregelmässigen Verlauf und Anastomosen verfolgen. Für das nähere Studium des Basttheils ist das Object wenig geeignet. — Querschnitte durch einen frischen Stengel von **Botrychium Lunaria** zeigen im kleineren Maassstab sehr ähnliche Verhältnisse. Die Siebröhren fallen im Querschnitt durch ihre gequollenen Wände und durch spärlicheren Inhalt, als fortlaufende Gewebsschicht auf. Um übrigens den Nachweis zu führen, dass diese starklichtbrechenden Schläuche wirklich Siebröhren sind, dazu gehören sehr eingehende Untersuchungen. Die Endodermis ist auch an den frischen Objecten schlecht zu sehen, der radial wellige Streifen derselben tritt aber nach Zusatz von Schwefelsäure gelb, später braun sich färbend, deutlich hervor. Dieselbe Farbe nehmen auch

die Gefässe in den Gefässbündeln an. Safranin tingirt rasch die Gefässe und das Endodermisband, so dass es zum Kenntlichmachen der Endodermis überhaupt benutzt werden kann. Da die Zellen des Botrychium reichlich Oeltröpfchen und körnige Stoffe führen, so empfiehlt es sich, mit ein wenig Kali oder mit Alcohol die Schnitte durchsichtiger zu machen. Statt wässeriger Kalilösung lässt sich hier mit Vortheil, um Quellung der Zellwände zu vermeiden, Kali-Alcohol anwenden.

Mit dem Bau der axilen Gefässbündelcylinder der Wurzeln[3]) machen wir uns zunächst an der Wurzel von Allium Cepa, der Gartenzwiebel, bekannt. Man kann sich hier reichliches Unter-

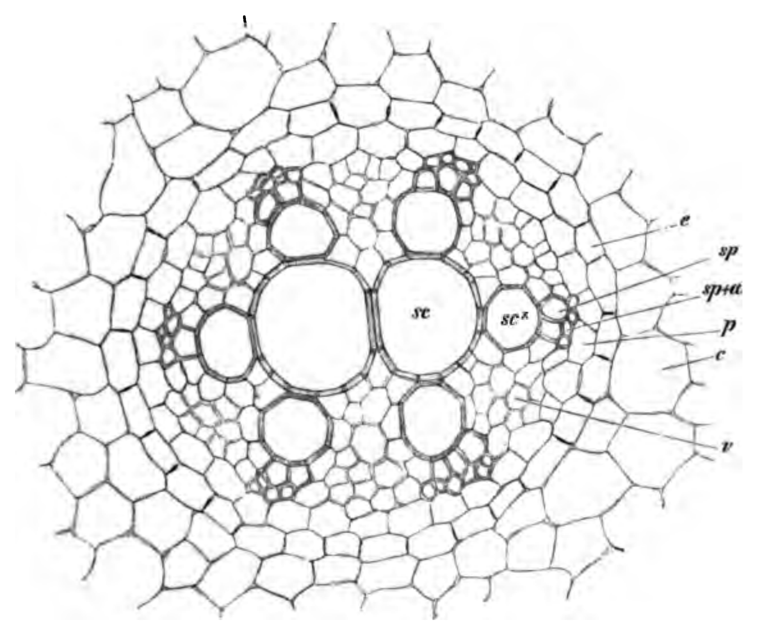


Fig. 75. Querschnitt aus der Basis einer kräftigen Adventivwurzel von Allium Cepa. *c* Rinde; *e* Endodermis; *p* Pericambium; *a* Ringgefässe; *sp* Schraubengefässe; *sc* u. *sc*× Treppengefässe, *v* Basttheil. Vergr. 240.

suchungsmaterial jederzeit schaffen, indem man die Zwiebeln in Wasser, in sogenannten Hyacinthengläsern, austreiben lässt. Die Figur 75 zeigt uns einen Querschnitt aus der Basis einer so erhaltenen kräftigen Adventivwurzel. Die Epidermis und das sehr starke Rindengewebe sind in der Zeichnung weggelassen, doch sieht man von letzterem noch die an die Endodermis grenzenden Zellen (*c*). Die Endodermis (Kernscheide) (*e*) zeigt in charakteristischer Weise an ihren radialen Wänden den schwarzen Schatten. Die Mitte des Axencylinders nehmen in diesem Falle zwei weite Treppengefässe (*sc*) ein; doch wird man in anderen Fällen auch wohl nur eines oder auch mehr als zwei finden. Ist die Wurzel nicht alt genug, so findet man die centralen, ja vielleicht auch die anstossenden

Gefässe dünnwandig, nicht fertig ausgebildet. An die centralen, respective das eine centrale Gefäss, stossen fast immer sechs engere Treppengefässe ($sc^{\times}$) an; auf letztere folgt je eine Gruppe ganz enger Schrauben- und Ringgefässe (*sp*, $sp \times a$). Die Grösse der Gefässe nimmt also von innen nach aussen ab und sind es die Ring- und Schraubengefässe, die zu äusserst liegen. Hiermit ist in der Wurzel ein entgegengesetztes Verhalten als im Stamm gegeben; es hat eine Drehung der Holztheile um 180° stattgefunden. — Die Holztheile sind in diesem Falle zu einem sechsstrahligen Stern angeordnet, der axile Cylinder wird dann als hexarch bezeichnet. Mit diesem Holztheile wechseln die Basttheile (*r*) ab. Letzteres Verhalten gilt für die axilen Gefässbündelcylinder der Wurzeln ganz allgemein: Holztheile und Basttheile sind seitlich von einander durch eine Lage parenchymatischer Grundgewebszellen getrennt. Die Basttheile sind an den weissen, glänzenden Wänden ihrer Zellen zu erkennen; sie bestehen aus einigen Siebröhren und Geleitzellen, welche letzteren aber nicht sicher im Querschnitt von den Siebröhren zu unterscheiden sind. Von der Endodermis sind die Gefässe und die Basttheile durch eine einfache Zellschicht: das Pericambium (*p*) getrennt. In concentrirter Schwefelsäure wird der ganze Querschnitt gelöst, mit Ausnahme der Epidermis und der an dieselbe grenzenden Zelllage, der Endodermis und der Gefässe. Letztere haben sich schön gelb gefärbt. Die Endodermis, die sich während der Einwirkung der Schwefelsäure wohl zum Theil umlegte, zeigt das mittlere Band an ihren radialen Wänden schön undulirt. Aber auch in der äussersten, an die Epidermis grenzenden Rindenschicht, ist eine ähnliche Erscheinung zu beobachten, und indem wir auf frühere Präparate zurückgehen, überzeugen wir uns, dass auch dort die radialen Wände einen schwarzen Schatten zeigen. Die betreffenden Zellen sind auch fest untereinander verbunden und bilden somit eine Art äusserer Endodermis, die auch epidermoidale Schicht genannt worden ist.[4]) — Der Längsschnitt führt uns die Gefässe mit den schon angeführten Verdickungen vor und mit Corallin kann man auch leicht die rosa gefärbten Siebplatten der Siebröhren sichtbar machen. Von den Siebröhren sind jetzt ihre Geleitzellen an reicherem Inhalt und geringerer Länge zu unterscheiden. Die Wellung des mittleren Bandes der radialen Wände an der Endodermis sieht von der Fläche betrachtet, wie eine leiterförmige Verdickung aus. Die Pericambiumzellen haben dieselbe Gestalt wie die Endodermiszellen, doch grössere Länge. Es fällt auf, dass die innere Endodermis (Kernscheide) relativ begierig Corallin in ihre Zellen aufnimmt, während die äussere Endodermis umgekehrt durch ihre Farblosigkeit von dem angrenzenden Gewebe absticht.

Zur weiteren Orientirung diene eine Wurzel von **Acorus Calamus**. Der Querschnitt eines ausgewachsenen Wurzeltheils (Fig. 76) zeigt, dass hier die Gefässstrahlen (Holztheile der Gefässbündel) im Innern des Gefässbündelcylinders nicht zusammenstossen,

sie sind vielmehr meist in Achtzahl, zu einem unterbrochenen Ringe angeordnet, während die Mitte von Markgeweben erfüllt ist. Die grossen Gefässe liegen, wie bei Allium, nach dem Innern zu, die kleinen (*sp*) nach der Peripherie. Die Basttheile (*v*) wechseln gewohntermaassen mit den Gefässstrahlen ab. Beide werden seitlich von einander durch eine einfache bis doppelte Lage parenchymatischer Grundgewebszellen und nach aussen von der Endodermis (*e*) durch ein einschichtiges Pericambium (*p*) getrennt. Die Endodermis besteht aus flachen, dünnwandigen Zellen. Die Endodermis, das Pericambium und alles übrige Grundgewebe im Axencylinder sind meist dicht mit Stärke erfüllt, daher zeichnen sich die stärkelosen Basttheile besonders hell im Bilde. Die Zellen der inneren Rinde trennen in einschichtigen Lagen zahlreiche Luftkanäle. In der Peripherie rücken die Rindenzellen zu einer festen, mehrere Zelllagen starken Schicht zusammen. Die äusserste hypodermale Rindenlage besteht aus radial gestreckten Zellen und bildet auch hier wie an andern Wurzeln eine äussere Endodermis, welche persistirt, während die Epidermis selbst abstirbt und zerstört wird. Fügt man Kalilauge hinzu, so schwindet die Stärke aus den Zellen und man stellt deutlich die Existenz der schwarzen Schatten an den radialen Wänden der Endodermen fest. An der inneren Endodermis ist, wie Behandlung mit Schwefelsäure lehrt, nur das den Schatten bildende Band, an der äusseren Endodermis die ganze Zellwand cutinisirt. Die Zellen der äusseren Endodermis führen Harz.

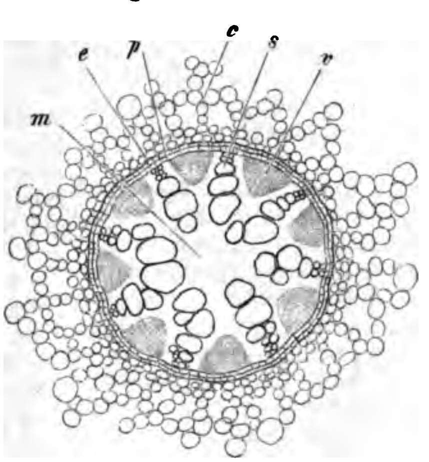


Fig. 76. Querschnitt durch die Wurzel von Acorus Calamus. *m* Mark; *s* Holztheile; *v* Basttheile; *p* Pericambium; *e* Endodermis; *c* Rinde. Vergr. 90.

Ein Querschnitt durch die Wurzel von Iris florentina zeigt im axilen Gefässbündelcylinder die grösste Uebereinstimmung mit Acorus, dahingegen ist die Endodermis anders gebaut (Fig 77). Die Zellen derselben (*e*) sind einseitig, und zwar nach innen zu, U-förmig verdickt, die Verdickung schön geschichtet. An einzelnen Stellen fällt eine unverdickte Zelle auf und es ist festzustellen, dass, so weit vorhanden, eine solche Zelle (*f*) stets vor einer Gefässplatte liegt. Diese Zellen werden Durchgangszellen genannt, sie sind permeabel, unterhalten die Verbindung mit der umgebenden Rinde (*s*). In concentrirter Schwefelsäure quellen die Verdickungsschichten der Endodermis und werden gelöst, nur die cutinisirten Mittellamellen, eine zarte Hülle um die Endodermiszellen,

auch um die Durchgangszellen, bildend, bleiben erhalten. So werden auch nicht gelöst die Mittellamellen zwischen den Gefässen und im Mark und bilden ein zartes, braungelbes Netzwerk. — Ein tangentialer Längsschnitt, der die Endodermis streift, lehrt uns, dass die vor den Holztheilen liegenden Längsstreifen derselben, abwechselnd aus langen, verdickten und kurzen unverdickten, inhaltsreichen Durchgangszellen bestehen. Hin und wieder folgen auch zwei kurze Durchgangszellen auf einander.

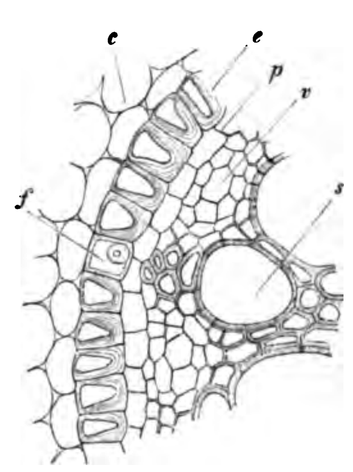


Fig. 77. Theil eines Querschnittes durch die Wurzel von Iris florentina. *e* Endodermis; *p* Pericambium; *f* Durchgangszelle; *v* Basttheil; *s* Gefäss im Holztheil; *c* Rinde. Vergr. 240.

Wir wollen auch noch einer eigenthümlichen Verstärkung der Endodermis wegen den Querschnitt durch die Wurzel der in botanischen Gärten öfters cultivirten Smilax aspera betrachten. Wir sehen an der kräftigen Wurzel, in etwa 15 *cm.* Entfernung von der Vegetationsspitze, zu äusserst die Epidermis und die starke Rinde; hierauf die Endodermis, gebildet aus gelben, radial gestreckten, einseitig nach innen verdickten Zellen. Diese Zellschicht wird nach aussen verstärkt durch eine ebenfalls einseitig nach innen verdickte, einschichtige Zelllage, deren Verdickung eine braune Farbe hat. Die Endodermis zeigt schöne Schichtung und einfache Tüpfelkanäle. In der Verstärkungsschicht sind die verdickten Wände von sehr zahlreichen, verzweigten Tüpfelkanälen durchsetzt. Die Holztheile sind sehr zahlreich (bis 16 und darüber) und stossen nicht zusammen, sie bilden hier vielmehr einen relativ weiten Ring. Das Innere des Centralcylinders wird von grosszelligem stärkeführendem Mark eingenommen. Die Holztheile führen meist nur je ein grosses Gefäss, an welches kleinere nach aussen ansetzen. Die wenigzelligen Basttheile halten sich in derselben Entfernung vom Mittelpunkt der Wurzel wie die kleineren Gefässe; sie sind leicht an den glänzend weissen, etwas gequollenen Wänden zu erkennen. Holztheile wie Basttheile sind in englumigeres Sklerenchym eingebettet. Das Pericambium ist weitlumiger, poröser, doch aus ähnlich verdickten Zellen gebildet; es zählt bis etwa sechs Zelllagen und ist ebenso stärkereich wie das Mark. — Der radiale Längsschnitt lehrt, dass die Verdickung der Endodermis, sowie auch der Verstärkungsschicht auf die Querwände sich fortsetzt, ja man bemerkt jetzt, dass auch die nächstäussere Rindenschicht noch ähnliche, wenn auch schwächer verdickte Querwände wie die an die Endodermis grenzenden besitzt. Der Endodermis fehlen die Durchgangsstellen, was damit zusammenhängen mag, dass dieselbe ihre Verdickung erst sehr entfernt (etwa 15 *cm.*) von der Wurzelspitze erhält. Die Elemente des Pericambiums, so wie diejenigen zwischen Holz- und Basttheilen sind stark gestreckt, mit sehr geneigten Querwänden versehen;

die Zellen des Markes erscheinen kürzer und stossen mit queren Wänden aufeinander. — In concentrirter Schwefelsäure bleibt von der inneren Endodermis schliesslich nur eine dünne, cutinisirte Hülle zurück, während die Verdickungen der Verstärkungsschicht der Schwefelsäure widerstehen. Mit Chlorzinkjodlösung treten die Basttheile sehr schön hervor, denn ihre Wände sind die einzigen im Bild, die sich zunächst violett färben; später nehmen auch wohl einige Rindenzellen schmutzig violette Farbe an.

Wir versagen es uns nicht, einen Querschnitt durch die Wurzel noch einer Monocotyledone herzustellen und zwar der Zea Mais. Wir erhalten hier das beste Material von Keimlingen, die ja äusserst leicht zu ziehen sind. Der axile Gefässbündelcylinder bietet die gewohnten Verhältnisse, nur fällt uns auf, dass die kleinen Gefässe der Holztheile bis an die Endodermis reichen, somit von derselben nicht, wie in den bisher betrachteten Fällen, durch eine Pericambiumschicht getrennt sind. Die Pericambiumschicht wird hier somit von den Gefässstrahlen unterbrochen. Die Endodermis ist an ihrer Innenseite etwas stärker verdickt, wie dies namentlich bei Behandlung mit Kalilauge klar sich zeigt.

Die Wurzeln der Dicotyledonen sind weniger günstig für das Studium als diejenigen der Monocotyledonen. Nachdem wir uns aber an letzteren orientirt haben, wird es uns nicht schwer fallen, die ersteren richtig zu deuten. Wir stellen uns zunächt einen Querschnitt aus dem Grunde einer kräftigen Adventivwurzel der Ausläufer von Ranunculus repens her. Der axile Gefässbündelcylinder scheint nicht so scharf gegen das Rindengewebe wie bei Monocotylen abzusetzen, bei aufmerksamer Betrachtung finden wir aber auch hier, an der Grenze beider, die mit dem schwarzen Schatten markirte Endodermis. Je nach der Wurzel verschieden, ist der Holztheil durch vier oder fünf Gefässstrahlen im Axencylinder vertreten; die grösseren Gefässe liegen auch hier nach innen, die kleinen nach aussen. Bei Monocotylen zeichnet sich ein innerstes Gefäss durch besondere Grösse aus, bei Dicotylen kommt dies nur ganz selten vor und ist bei Ranunculus nicht zu beobachten. — Die Gefässstrahlen erreichen bei Ranunculus die Mitte des Cylinders und stossen hier mehr oder weniger vollständig auf einander. Doch werden, wenn überhaupt, die innersten Gefässe erst ganz spät fertig gestellt und verharren meist im Zustande dünnwandiger, gestreckter Zellen. Die Basttheile wechseln in gewohnter Weise mit den Holztheilen ab.

Für Gefässkryptogamen wollen wir uns die Wurzel von Pteris cretica ansehen, eines der häufigst cultivirten Farnkräuter. Die in Blumentöpfen gezogenen Farne sind in sofern günstig, als man hier jederzeit ohne Mühe unversehrte Wurzeln durch Ausstülpen der Erde erhalten kann. Der Bau der Wurzel tritt uns hier, gegen die bisher betrachteten Fälle, sehr vereinfacht entgegen (Fig. 78). Die Wurzel ist diarch gebaut; die beiden Holztheile stossen in der Mitte zu einer Gefässplatte zusammen,

doch bleiben die mittleren Gefässe meist dünnwandig. Die Grösse der Gefässe nimmt zu von aussen nach innen. Zu beiden Seiten der Gefässplatte liegen die flachen Basttheile (*v*), deren Randzellen durch etwas stärker verdickte weissglänzende Wände ausgezeichnet sind. Umgeben wird dieser axile Gefässbündelcylinder von dem einschichtigen Pericambium, dessen Zellen durch ihre Grösse auffallen. Die Endodermis ist relativ flach, dünnwandig, verkorkt,

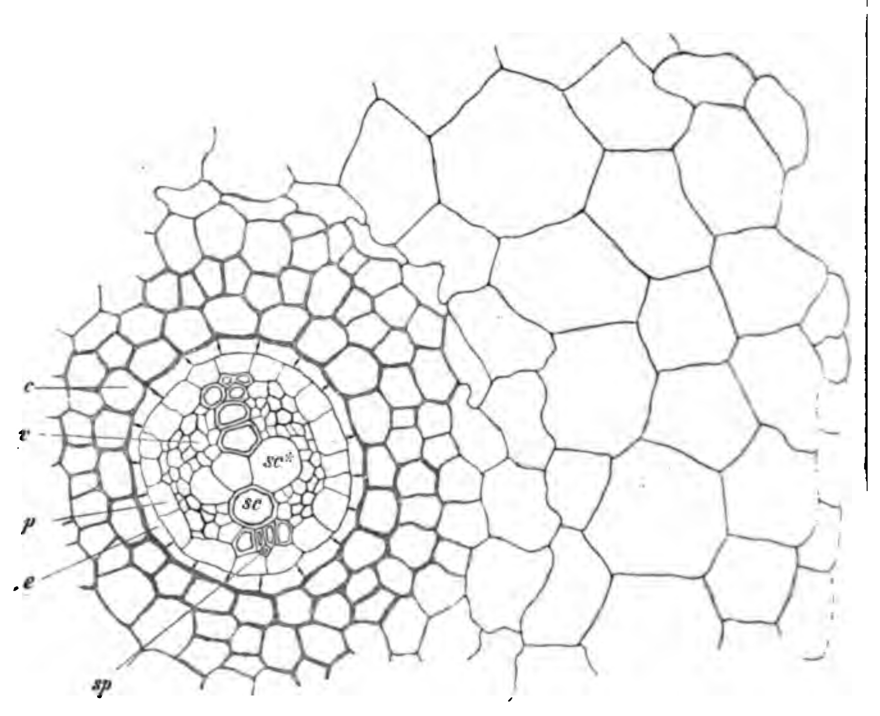


Fig. 78. Querschnitt durch eine Wurzel von Pteris cretica. *sp* Schraubengefässe; *sc* Tropfengefässe; *sc** unfertig; *v* Basttheile; *p* Pericambium; *e* Endodermis; *c* Rinde. Vergr. 240.

mit den schwarzen Schatten. Die an die Endodermis stossende Rinde ist in ihren innern Theilen stark verdickt, gelbbraun gefärbt; nach aussen wird sie dünnwandig, behält aber diese Färbung.

Ein sehr merkwürdiger Fall tritt uns bei **Ophioglossum vulgatum** entgegen, die Wurzeln desselben sind nämlich monarch gebaut. Innerhalb einer weiten, grosszelligen, stärkereichen Rinde liegt ein kleiner Gefässbündelcylinder, der sich bei näherer Betrachtung aus einem einzigen Gefässbündel gebildet zeigt (Fig. 79). Dieses Gefässbündel ist im Verhältniss zur Abstammungsaxe so orientirt, dass der Holztheil nach unten, der Basttheil nach oben gekehrt erscheint. Der Holztheil besteht aus dicht an einander schliessenden Gefässen und zwar zu unterst (äusserst) aus Schrau-

bengefässen (*sp*), höher hinauf aus Treppengefässen (*sc*). Im Basttheil fallen die obersten Siebröhren (*v*) durch besondere Grösse auf. Die mit welligem Bande versehene, stärkehaltige Endodermis (*e*) ist leicht zu sehen. Der Basttheil stösst direct an dieselbe an; der Holztheil ist von ihr durch eine einfache bis doppelte Pericambiumlage (*p*) getrennt. Der radiale Längsschnitt zeigt die oben angegebene Verdickung der Gefässe und auf zarten Schnitten, nach Corallinbehandlung, auch wohl einzelne, rosa tingirte Siebplatten. — Wir können die Wurzeln von Ophioglossum sehr gut an aufgeweichtem Herbar-Material untersuchen. Die dargestellten Querschnitte behandeln wir mit ein wenig Kalilauge und entfernen die aus den Zellräumen hervorquellenden Stärkemassen unter dem Simplex mit einer Nadel. Die Querschnitte werden hierauf mit Wasser ausgewaschen und in Corallin oder Safranin gefärbt. Wie schön solche Bilder werden, zeigt die nebenstehende, nach einem solchen Präparat genau entworfene Figur. Den Farbstoff nehmen die Gefässe und das undulirte Band der Endodermis auf. — Aehnlich wie die Querschnitte sind auch Längsschnitte zu behandeln und an letzteren nach Corallinbehandlung selbst die Siebplatten nachzuweisen.

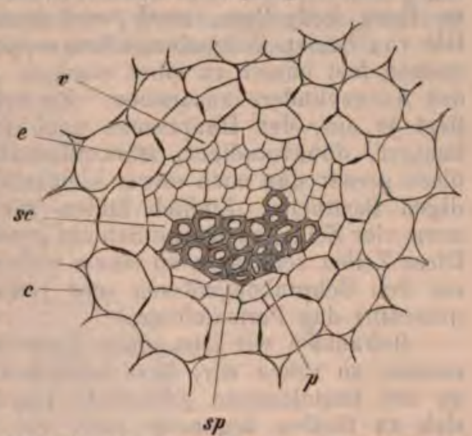


Fig. 79. Querschnitt durch eine Wurzel von Ophioglossum vulgatum. *sp* Schraubengefässe; *sc* Treppengefässe; *v* Siebröhren; *p* Pericambium; *e* Endodermis; *c* Rinde. Vergr. 210.

Die Vorgänge, die sich zu Beginn des secundären Dickenwachsthums bei den mit Dickenwachsthum begabten Wurzeln der Dicotyledonen und Gymnospermen abspielen, wollen wir bei Taxus baccata verfolgen. Zum Zwecke dieser Untersuchung verschaffen wir uns Wurzelstücke mit den jüngsten, unversehrten Auszweigungen. Wir führen einen Querschnitt durch eine etwa 1 *mm.* dicke Wurzel. Die Oberfläche derselben wird von einer mindestens 10 Zellen starken parenchymatischen Rinde eingenommen. Die äusserste Zelllage der Rinde ist nicht besonders abgegrenzt, da eine eigentliche Epidermis fehlt. Das Innere des Querschnitts wird von dem axilen Gefässbündelcylinder erfüllt. Derselbe ist umgeben von der Endodermis. Letztere besteht aus flachen, dünnwandigen, verkorkten Zellen, deren Wände gebräunt sind und deren Durchmesser demjenigen der Rindenzellen bedeutend nachsteht. Diese Zellen zeigen auf den radialen Wänden den characteristischen schwarzen Schatten. Um die Endodermis ist eine ebenfalls einschichtige Verstärkungsschicht entwickelt; ihre Zellen haben die Weite der übrigen Rindenzellen, sind aber an den radialen Wänden durch

einen dicken, gelbglänzenden Ring ausgezeichnet. Diese ringförmigen Verdickungen entsprechen sich in den benachbarten Zellen, was ihnen im Durchschnitt die Gestalt von biconvexen Linsen giebt. Der axile Gefässbündelcylinder zeigt einen diametralen, diarchen Holzkörper. An zwei einander gegenüberliegenden Punkten desselben stehen die schwarz sich zeichnenden, engen Schraubengefässe. Nach innen setzt an letztere ein Streifen von behöft getüpfelten Tracheïden an, wie solche für Coniferen charakteristisch sind. Sie lassen sich an ihren hellgelben, stark verdickten Wänden leicht erkennen. Die von beiden Schraubengefässgruppen ausgehenden Tracheïden stossen fast immer zu einer einzigen geraden Platte in der Mitte des Axencylinders zusammen. Zu beiden Seiten der Tracheïden liegt je ein, der Hauptsache nach zweischichtiger Streifen englumiger, dünnwandiger, stärkeführender Grundgewebszellen. An diese grenzt das noch etwas kleinzelligere Gewebe des dünnwandigen Basttheils. Endlich finden wir jenseits des letzteren eine etwa vier Zelllagen starke Schicht grösserer stärkeführender Zellen. Diese Zellen schliessen zu einem vollen Kreise zusammen, welcher vor den Schraubengefässen sehr reducirt erscheint; derselbe repräsentirt das Pericambium.

Betrachten wir jetzt einen Querschnitt von ca. 1,3 *mm* Durchmesser, so sehen wir, dass beiderseits der Tracheïdenplatte die an die Bastelemente grenzende Lage des Grundgewebestreifens sich zu theilen begonnen hat. Sie verwandelte sich in einen Cambiumstreifen, der fortan nach innen Tracheïden, nach aussen Bast, beiderseits auch Markstrahlzellen liefert. — Wir wollen die weitere Thätigkeit dieser Cambiumstreifen an einer 2 *mm.* dicken Wurzel ins Auge fassen und uns an der beigefügten Figur 80 gleichzeitig orientiren. Der Querschnitt zeigt uns zunächst die schon bekannten Verhältnisse: die Rinde (*c*), die aber an ihrer äussersten Zellreihe die Haare eingebüsst hat; die äussere Verstärkungsschicht (*m*), die Endodermis (*e*) und den axilen Cylinder. Die äusserste Zellschicht des Pericambiums hat sich inzwischen durch tangentiale Wände zu theilen begonnen und in ein noch wenigschichtiges Periderm verwandelt. Zu beiden Seiten der Tracheïdenplatte (*t'*) sehen wir die innere unthätige Schicht des Grundgewebes (*f*), das s. g. Verbindungsgewebe; weiterhin die neu gebildeten, radial angeordneten Tracheïden (*t''*), mit zahlreich eingeschalteten Markstrahlen. Leichter orientirt man sich über dieses Verhältniss, wenn man etwas Kalilauge dem Präparate zusetzt. Die Gefässe (*s*) an den Kanten der mittleren Platte treten deutlich, schwarz contourirt, hervor. Diese mittlere Tracheïdenplatte (*t'*), sowie die secundären, durch das Cambium gebildeten Tracheïden (*t''*), färben sich schön gelb; das Verbindungsgewebe bleibt weiss. Diese secundär erzeugten Holzstreifen haben einen planconvexen Umriss, sie laufen an ihren Kanten spitz aus, greifen aber jetzt noch nicht vor die Gefässe. Am Aussenrand des Holzkörpers finden wir das Cambium und ausserhalb desselben den secundären Bast (*v''*), der nach Kali-

behandlung weiss erscheint, in welchem sich aber einzelne Zellen (*k*) schwarz zeichnen. Es sind das diejenigen Zellen, die Krystalle von Kalkoxalat in ihre Wand eingelagert haben. Den primären Basttheil (*v'*) findet man zerquetscht an der Aussenseite des secundär erzeugten wieder. Im Pericambium treten nach Kalibehandlung viel deutlicher als zuvor einzelne, unbestimmte Zellen durch ihren gelbbraunen Inhalt auf, sie führen Harz. Die aus der äussersten Pericambiumschicht entstandene Korklage färbt sich mit Kali gelblich-grün, die Verdickungsringe der Verstärkungsschicht glänzend gelb. Die Endodermis wird von der Korklage zerquetscht.

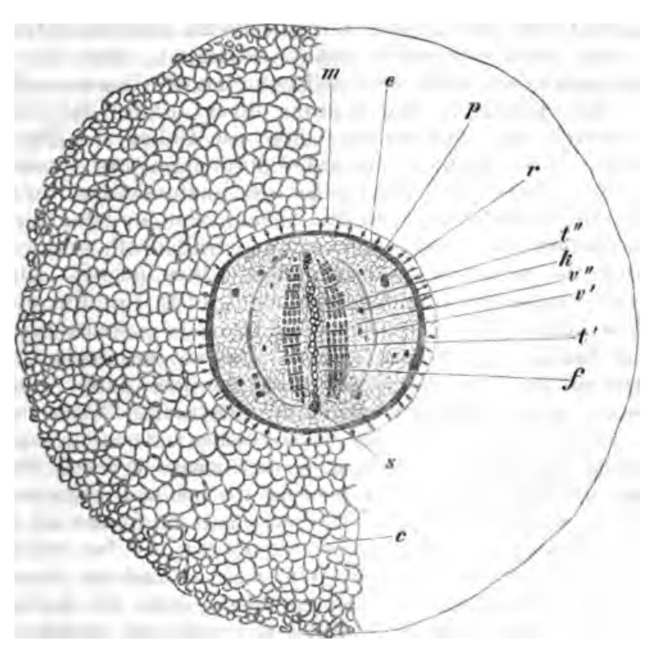


Fig. 80. Querschnitt durch eine Wurzel von Taxus baccata, nach Beginn des Dickenwachsthums. *c* Rinde; *m* Verstärkungsschicht; *e* Endodermis; *p* Pericambium; *s* Schraubengefässe; *t'* primäre Tracheïdenplatte; *f* Grundgewebsstreifen; *t''* secundäre Tracheïden mit Markstrahlen; *v''* secundärer Bast; *v'* zerquetschter primärer Bast; *k* Zellen im secundären Bast mit Krystallen in den Wänden; *r* harzführende Zellen im Pericambium. Vergr. 42.

Weiterhin untersuchen wir auch noch den Querschnitt durch eine etwa 2 *mm.* dicke Wurzel, die ihre Rinde bereits abgeworfen hat und eine dunkelbraune Oberfläche zeigt. Der Querschnitt führt uns einen völlig geschlossenen Holzkörper vor und wäre das Bild von demjenigen eines gleichstarken Stammdurchschnittes nicht zu unterscheiden, wenn nicht die Stelle des Markes hier von der primären Tracheïdenplatte eingenommen wäre. Die Gefässe an den Kanten dieser Platte sind nur noch schwer zu erkennen. Die

Platte wird eingefasst von dem stärkeführenden Verbindungsgewebe, das hier gewissermaassen die Markkrone ersetzt, und in welcher die ältesten Markstrahlen münden. Die beiden Holzkörper haben sich vor den Gefässgruppen vereinigt und der Markstrahl an jener Stelle fällt kaum mehr durch bedeutendere Weite auf. Die Oberfläche nimmt die ringsum geschlossene, aus der Endodermis hervorgegangene Korkschicht ein. Die secundäre Rinde besteht aus dem secundären Baste und den verlängerten Markstrahlen; das die primäre Rinde hier vertretende Gewebe, aus vergrösserten und zum Theil vermehrten, mit Stärke dicht erfüllten Zellen des Pericambiums.

Längsschnitte durch diese Wurzeln haben insofern Interesse, als wir erst mit Hülfe derselben sicher feststellen, dass die mittlere Tracheïdenplatte aus eben solchen Elementen wie das secundäre Holz besteht. Wir finden an den Kanten dieser Platte die Schraubengefässe wieder und constatiren, dass die Zellen der Endodermis nur geringe Höhe besitzen, während diejenigen der Verstärkungsschicht weit grösser sind und selbst die anstossenden Rindenzellen an Höhe übertreffen. Mit Corallin färben sich am Querschnitt wie am Längsschnitt die Tracheïden schön corallenroth und treten die Siebplatten im primären und secundären Bast hervor. Die Ringe der Verstärkungsschicht nehmen auch begierig Corallin auf.

Ein secundäres Dickenwachsthum der Wurzeln bei Gefässkryptogamen ist nicht bekannt, bei Monocotyledonen aber nur für manche Dracaenen. Hier tritt es aber auch nur in den, gleich bei ihrer Anlage durch besondere Dicke ausgezeichneten Wurzeln auf. Eine kräftige Wurzel von Dracaena reflexa, an etwa 12 *mm.* dicken Stellen untersucht, zeigt bereits Verhältnisse, die kaum von denjenigen im Stamme derselben Pflanze abweichen. Um die Entwicklungsgeschichte der uns hier entgegentretenden Gewebe zu gewinnen, führen wir die Querschnitte an Stellen aus, an denen die Wurzel etwa 6 *mm.* Durchmesser erreicht hat. — Die Oberfläche der Wurzel ist hier bereits gebräunt. Wir sehen an solchen Querschnitten zunächst die kräftige parenchymatische Rinde, dann die durch stärkere Verdickung der Innenseite ihrer Zellen ausgezeichnete Endodermis. Auf die Endodermis folgt das einschichtige Pericambium. Die mit den Holztheilen abwechselnden Basttheile sind an ihrer helleren Färbung leicht zu erkennen. Die Holztheile setzen sich nach innen in grosse Gefässe fort, die öfters durch stark verdickte, einfach getüpfelte Holzfasern von den äusseren kleineren Gefässen getrennt sind. Diese Holzfasern umfassen die Gefässe und Basttheile, erreichen einerseits das Pericambium, hören andererseits scharf an der Markseite auf. Sie springen zwischen die dünnwandigen Zellen des Markes mehr oder weniger tief vor und erwecken die Ueberzeugung, dass es sich hier um Gefässbündel handelt, welche an die äusseren Holz- und Basttheile der Wurzel ansetzen. Diese Gefässbündel verstärken die äusseren Gefässbündeltheile, verschmelzen auch wohl vollständig mit den Holztheilen derselben. An einzelnen Stellen sind zwischen die dickwandigen Elemente dieser Bündel kleine dünnwandige Siebtheile eingeschaltet. Einzelne dieser Gefässbündel springen weit in das Mark vor;

noch andere sieht man, von den peripherischen getrennt, durch das dünnwandige Mark verlaufen. Diese isolirten Bündel führen einen kleinen Siebtheil, oder letzterer kann auch fehlen und das ganze Bündel auf ein oder einige, von Holzfasern umgebene Gefässe reducirt sein. An 9 bis 10 *mm.* dicken Stellen der Wurzel hat das secundäre Dickenwachsthum begonnen. Man stellt leicht fest, dass sich das Pericambium in eine Cambiumschicht verwandelt hat, und durch fortgesetzte tangentiale Theilungen tafelförmige Elemente nach innen abgiebt. Man sollte meinen, dass hiermit das secundäre Dickenwachsthum definitiv fixirt sei, doch dies ist nicht der Fall. Dieses Cambium arbeitet nur eine beschränkte, kürzere oder längere Zeit fort, bildet, so wie wir dies früher für den Stamm von Cordyline kennen gelernt haben, eine Anzahl geschlossener Gefässbündel und Zwischengewebe, sprengt auch in Folge dieser seiner Thätigkeit stellenweise die Endodermis, überspringt aber schliesslich dieselbe. Die Cambiumzellen auf der Innenseite der Endodermis hören nämlich auf sich weiter zu theilen, während hingegen die unmittelbar an die Endodermis nach aussen grenzende Schicht in Theilung eingeht. Diese wird nun zum Cambiumring, der unbeschränkt als solcher fortbesteht. Er bildet dieselben Gefässbündel und dasselbe Zwischengewebe, wie zuvor das innere Cambium, weiter. Die Bruchstücke der Endodermis werden vollständig in das secundäre Gewebe eingeschlossen. Sie sind noch längere Zeit an ihrer gelben, einseitigen Verdickung kenntlich, später aber verwischt sich ihr Charakter immer mehr und mehr und so kommt es, dass man in etwa 12 *mm.* dicken Wurzelstheilen mit Mühe nach denselben sucht. Jetzt, wo wir über den Bau der Wurzel orientirt sind, finden wir auch in diesen 12 *mm.* dicken Theilen, die in das secundäre Gewebe eingeschlossenen primären Holz- und Basttheile wieder. Da das Dickenwachsthum der Wurzel nicht gleichmässig im ganzen Umkreis fortzuschreiten braucht, so gelingt es auch, Schnitte zu erhalten, die auf der einen Seite noch das innere, auf der anderen Seite bereits das äussere Cambium in Thätigkeit zeigen, dazwischen alle Uebergänge. Die secundär erzeugten Gefässbündel, ob auf der Innen- oder Aussenseite der Endodermis, zeichnen sich durch eine besondere Eigenthümlichkeit vor den primären Bündeln aus. Sie enthalten keine Gefässe, bestehen vielmehr aus sehr stark verdickten, behöft-getüpfelten Tracheïden, die zwischen sich eine Gruppe dünnwandiger Bastelemente einschliessen. Das Zwischengewebe tritt uns in radialer Anordnung aus relativ stark verdickten, flach porösen, lückenlos verbundenen Parenchymzellen gebildet entgegen. — Längsschnitte bestätigen die an Querschnitten gewonnenen Resultate. — Die Deutung der Querschnitte, nach starkem secundären Zuwachs, wird durch Färben in Corallin oder Safranin nicht unwesentlich erleichtert. Die eingeschlossene Endodermis und die primären Basttheile treten dann viel deutlicher hervor.

Von allen bisher betrachteten Fällen abweichend ist der Bau der Luftwurzeln von Pandaneen, wie wir dies bei Pandanus graminifolius unserer Gärten constatiren können. Die Deutung wird uns wesentlich dadurch erleichtert, dass wir den Querschnitt einer älteren Luftwurzel entnehmen und ihn zunächst auf einige Stunden, in Corallin einlegen. In der starken chlorophyllhaltigen Rinde stellen wir vor Allem die Existenz zahlreicher

Sklerenchymfaserbündel fest. In der Peripherie ist ein hypodermaler Ring aus englumigen, gebräunten, doch nur mässig verdickten Elementen vorhanden. Die Endodermis, die an frischen Objecten nicht leicht zu unterscheiden ist, hat sich gefärbt und tritt daher deutlicher hervor. Ihre Zellen sind, namentlich an ihrer Innenseite, stärker als die angrenzenden verdickt. Das Pericambium ist einschichtig, dünnwandig; in dem Präparat blieb es farblos. Es stossen an dasselbe die schwarz erscheinenden Holztheile, als kurze Gefässstrahlen. Dieselben sind von nur wenigen, relativ englumigen Gefässen gebildet. Ihre Zahl übersteigt 60 und bilden sie einen weiteren Kranz, der die grosse Masse des inneren Gewebes umschliesst. Mit den Gefässstrahlen wechseln die Basttheile ab und zwar zeichnen sie sich an den Corallin-Präparaten sehr deutlich als helle Flecke. Die Basttheile und die Gefässstrahlen von innen umfassend, an dieselben unmittelbar ansetzend, oder nur durch eine Lage dünnwandiger Zellen von ihnen, sowie auch vom Pericambium getrennt, tritt uns ein geschlossenes Gewebe aus dickwandigen Holzfasern entgegen. In diesem liegen, einzeln oder zu Paaren, Gefässe eingestreut, welche zum Theil dünnwandig bleiben. Wir haben es hier zunächst mit Gefässbündeln zu thun, welche vollständig unter einander verschmolzen sind. Dem dickwandigen Gewebe sind kleine, dünnwandige Basttheile eingestreut, doch nicht so, dass man sie hier schon in bestimmte Beziehung zu bestimmten Holztheilen bringen könnte. Weiter nach innen tauchen zwischen den Holzfasern einzelne Gruppen stärkehaltiger, parenchymatischer Markzellen auf; in diese werden dann ebensolche Stränge aus Sklerenchymfasern, wie wir sie in der Rinde fanden, eingeschaltet. In den innersten Theilen des Markes sind die Gefässbündel völlig von einander getrennt oder paarweise verschmolzen und lässt sich jetzt eine constante Beziehung der kleinen Basttheile zu den Gefässtheilen feststellen. Jedes einfache Gefässbündel führt einen solchen kleinen Basttheil; ein doppeltes zwei, die auf die entgegengesetzten Seiten des Complexes vertheilt sind. Den Raum zwischen den Bündeln nehmen die porösen Markzellen und die denselben eingestreuten Sklerenchymfaserbündel ein. — Das Charakteristische dieser Pandanus-Luftwurzeln besteht somit darin, dass ihr Mark von Gefässbündeln erfüllt ist, und ähnlich verhalten sich die Adventivwurzeln einiger epiphyter Aroideen, der Musaceen, Dracaenen und der Palmengattung Iriartea.

Anmerkungen zum XIV. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu Russow, Vergl. Unters.; de Bary, Vergl. Anat.; Potonié, Jahrb. d. kgl. bot. Gart. zu Berlin. Bd. II. 1883.

[2]) Schwendener, Abh. d. kgl. Ak. d. Wiss. in Berlin 1882. Die Schutzscheide und ihre Verstärkungen.

[3]) De Bary, Vergl. Anat., pag. 365; dort die ältere Literatur; Olivier, Ann. d. sc. nat. Bot. VI ser. XI. Bd., pag. 5 ff.

[4]) Vergl. v. Höhnel, Stzbr. d. k. Ak. d. Wiss. in Wien, math. naturwiss. Cl. Bd. LXXVI., I. Abth. 1877. p. 642; Olivier, l. c.

[5]) Vergl. hierzu Schwendener, die Schutzscheiden; pag. 13.

XV. Pensum.

Besonderen Bau zeigen die Luftwurzeln der Orchideen und einiger Aroideen, die wir an der in Gewächshäusern nicht eben seltenen Orchidee Dendrobium nobile studiren wollen. Eine andere der mit Luftwurzeln versehenen epiphytischen Orchideen kann die genannte ersetzen, doch dürften sich dann meist nicht unwesent-

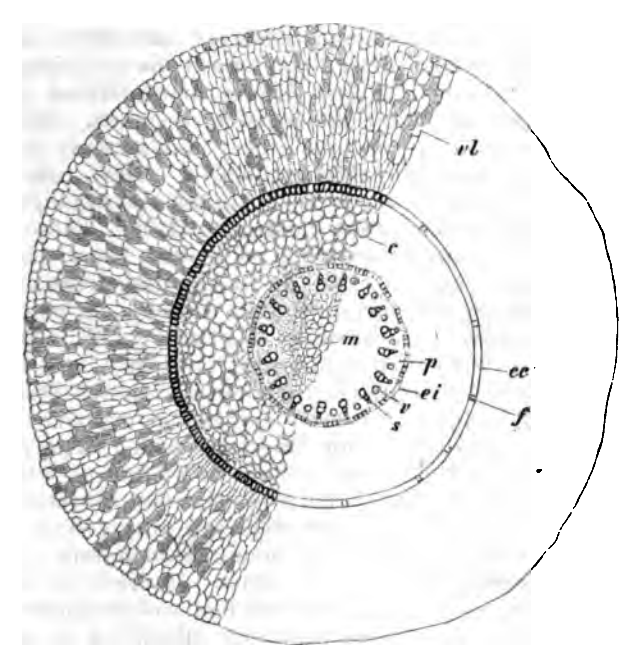


Fig. 81. Querschnitt durch die Luftwurzel von Dendrobium nobile. *vl* Velamen; *ee* äussere Endodermis; *f* Durchgangszellen; *c* Rinde; *ei* innere Endodermis; *p* Pericambium; *s* Holztheile; *v* Basttheile; *m* Mark. Vergr. 28.

liche, wenn auch nicht schwer zu deutende Abweichungen von dieser Schilderung ergeben. Die Luftwurzeln von Dendrobium nobile haben eine weisse, pergamentartige Hülle (Velamen), nur

ihr fortwachsendes Ende ist grün. Wir führen einen Querschnitt durch die Luftwurzel in Entfernung von etwa 6 bis 8 *cm.* von der Vegetationsspitze aus (vergl. die Fig. 81). Da sehen wir zunächst eine etwa 10 Zelllagen starke Schicht polygonaler, lückenlos verbundener, inhaltleerer, lufthaltiger, mit zahlreichen Schraubenbändern versehener Zellen (*vl*). Die in den Zellen vorhandene Luft giebt der ganzen Hülle eine weisse Färbung. Die äusserste Zellschicht der Hülle ist in dem uns vorliegenden Falle nicht anders als die folgenden gebaut und setzt nicht scharf gegen dieselben ab, wie denn auch die Entwicklungsgeschichte lehrt, dass die ganze Wurzelhülle sich am fortwachsenden Scheitel auf eine einzige Zellschicht, aus der sonst die Epidermis hervorgeht, zurückführen lässt.[1]) Die Wurzelhülle gehört somit in die Kategorie der mehrschichtigen Oberhäute. Nach innen grenzt an die Wurzelhülle, die als äussere Endodermis (*ee*) scharf abgesetzte äusserste Rindenschicht. Sie besteht aus stark verdickten, glänzend weissen, etwas radial gestreckten Zellen und ist stets nur eine Zelllage stark. Bei aufmerksamer Durchmusterung derselben fällt es auf, dass einzelne ihrer Zellen, die Durchgangszellen (*f*) unverdickt sind, sonst wie die andern gestaltet. Jetzt folgt eine 6 bis 8 Zelllagen dicke Rinde (*c*) aus chlorophyllhaltigen Zellen, deren Grösse gegen die Mitte zunimmt, um am Innenrande wieder zu sinken. Die innerste Lage dieser Zellen stösst an eine innere Endodermis (*ei*), daher wir die erste als äussere bezeichnet haben. Diese innere Endodermis besteht abwechselnd aus einer Anzahl dickwandiger, etwas höherer und dünnwandiger etwas niedrigerer Zellen. Diese letzteren sind es, welche die Durchgangsstellen vorstellen. Die dickwandigen Streifen sind etwas breiter. Auf die innere Endodermis folgt ein relativ regelmässiges, mässig verdicktes Gewebe, in welchem wir in der uns bekannten Abwechslung Holztheile und Basttheile erblicken. Vor den Basttheilen liegen die verdickten, vor den Holztheilen die unverdickten Durchgangsstellen der inneren Endodermis. Die Holztheile (*s*) bestehen aus meist nur einem innersten, grössten Gefässe und aus an dieses radial anschliessenden kleineren. Die Basttheile zeigen eine innerste grosse Siebröhre (*v*) und dieser nach aussen ansitzend einige kleine Geleitzellen, durch dieselben glänzend weissen Wände wie die Siebröhre ausgezeichnet. Holztheile wie Basttheile erreichen die innere Endodermis nicht, sind vielmehr von derselben auch hier durch ein einschichtiges Pericambium getrennt. Die Grundgewebszellen, welche Holztheile und Basttheile trennen, gehen nach innen zu allmählich in ein grosszelliges Mark (*m*) über.

Wir stellen jetzt Längsschnitte her, indem wir, von der Peripherie beginnend, so lange zarte Lamellen abtragen, bis wir die Mitte der Wurzel erreichen. Wir gelangen so aus den tangentialen Längsschnitten schliesslich zu einem radialen. Wir legen die Schnitte in entsprechender Aufeinanderfolge auf den Objectträger und untersuchen sie der Reihe nach. Die ersten Schnitte zeigen

uns nur die in der Längsrichtung gestreckten, mit zahlreichen Schraubenbändern versehenen, lufthaltigen Zellräume der äusseren Hülle. Dann gelangen wir zu einer Flächenansicht der äusseren Endodermis. Die unverdickten Durchgangszellen derselben machen bei schwacher Vergrösserung fast den Eindruck von Spaltöffnungen, bis dass man sich überzeugt, dass sie einzellig sind. Die verdickten Zellen dieser äusseren Endodermis sind bedeutend gestreckt, ihre verdickten Seitenwände von einfachen Poren durchsetzt. Jé eine solche lange, verdickte Zelle wechselt mit einer ovalen, kurzen, dünnwandigen ab. Die nächsten Schnitte führen uns die chlorophyllhaltigen Rindenzellen vor. Hierauf gelangen wir zur innern Endodermis, die wir abwechselnd aus Streifen dickwandiger, langer, meist stark zugespitzter, und aus Streifen dünnwandiger, kurzer Zellen gebildet sehen. Letztere sind augenscheinlich durch Theilung bei ausbleibender Verdickung aus ähnlicher Anlage, wie die ersteren, entstanden. Hierauf gehen wir gleich zu dem medianen Längsschnitt über. Wir stellen an demselben fest, dass die kurzen, unverdickten Zellen der äusseren Endodermis etwas nach innen vorgewölbt sind und dass die radialen Seitenwände der verdickten Zellen leiterförmige Streifung besitzen. Die innere Endodermis zeigt, je nachdem sie der Schnitt getroffen, dünnwandige, kurz gefächerte, oder dickwandige, ungefächerte Zellen. Die dickwandigen Zellen der inneren Endodermis werden nach aussen öfters verstärkt durch einzelne enge, mässig verdickte und flach getüpfelte Rindenzellen. Das Pericambium ist relativ kurzzellig, eng, mit zahlreichen unbehöften Tüpfeln. Die anstossenden Zellen des Grundgewebes sind ebenso eng, doch weit länger, spärlicher getüpfelt, mit sehr stark geneigten Querwänden. Diese Grundgewebszellen erweitern sich allmählich zu denjenigen des mittleren Markes, welche letzteren grössere Tüpfel und genau quer gestellte Endflächen besitzen. Die grossen Gefässe sind treppen- oder netzförmig, die kleineren, nach aussen anstossenden, ebenfalls treppenförmig verdickt. Hin und wieder bekommt man eine Siebröhre zu sehen.

Wir wollen uns jetzt mit dem Bau der Gefässbündel im Stamm und in den Blättern der Farnkräuter bekannt machen. Die Gefässbündel sind hier meist bicollateral oder auch concentrisch gebaut, wobei im letztern Falle der Holztheil vollständig vom Basttheil umfasst wird. Die bicollateralen und concentrischen Formen weichen nur ganz unwesentlich von einander ab. Wir wählen als Untersuchungsobject **Pteris aquilina** mit bicollateralem Bündel. Hier ist das Verständniss der Gefässbündel mit am leichtesten zu gewinnen, wenn auch das Object sich, der zahlreichen Sklerenchymfasern des Grundgewebes wegen, nicht eben gut präpariren lässt. Am besten schneidet sich das Rhizom dicht hinter seinem Vegetationspunkte, oder die Blattstiele noch junger Blätter. Die Gefässbündel wird man in solchen Schnitten schon fertig entwickelt finden, während die charakteristischen Verdickungen des Grundgewebes

noch fehlen. Der Bau der Gefässbündel ist derselbe im Rhizom wie im Blattstiel und soll zur Orientirung die nachstehende Figur 82 dienen, die uns den Querschnitt eines Gefässbündels an der Basis eines Blattstieles vorführt. Freilich musste, der Raumverhältnisse wegen, ein kleines Bündel zur Darstellung gewählt werden; doch liessen sich alle in den Bau des Gefässtheils eingehenden Elemente hinreichend bequem an demselben vorführen. Zunächst fallen die grossen behöft getüpfelten Treppengefässe (*sc*) in die Augen, doch auch die kleineren Gefässe sind ebenso verdickt und nur die

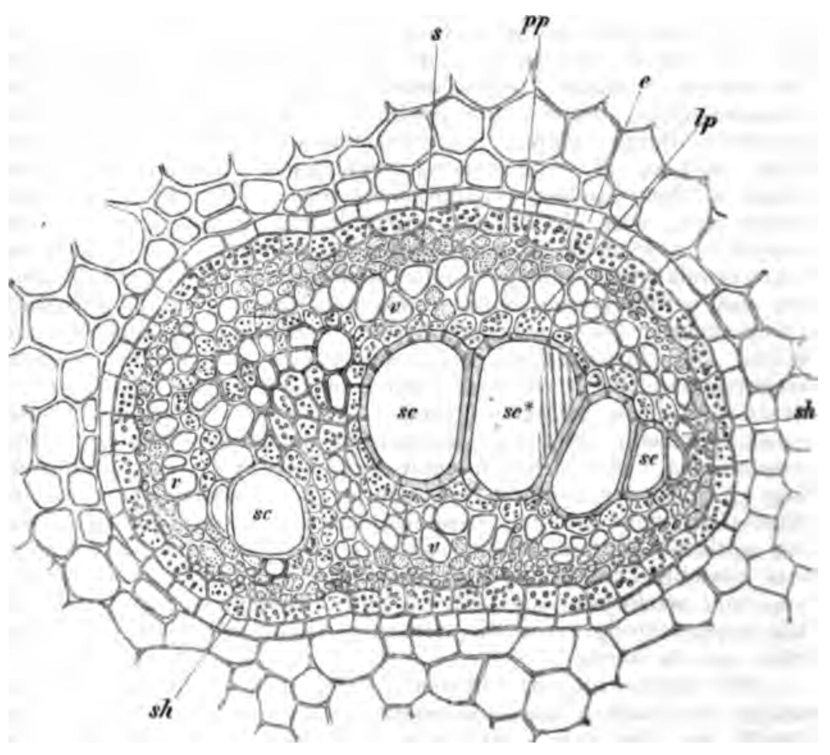


Fig. 82. Querschnitt durch ein Gefässbündel aus dem Blattstiel von Pteris aquilina. *sc* Treppengefässe; *sh* Schraubengefässe; im Treppengefäss *sc** Stück einer leiterförmig durchbrochenen Wand; *lp* Holzparenchym; *v* Siebröhren; *s* Geleitzellen; *pp* Periphloëm; *e* Endodermis Vergr. 240.

wenigen an die beiden Enden des Holztheils anschliessenden Protoxylemelemente haben schraubenförmige Verdickung (*sh*). Die Gefässe sind da, wo sie nicht aneinanderstossen, von flachen, stärkeführenden Zellen (*lp*), die wir als Holzparenchymzellen bezeichnen können, umgrenzt. Gefässe und Holzparenchym bilden zusammen den Holztheil, der an seinen beiden Flanken vom Basttheil umschlossen ist. Letzterer grenzt an das Holzparenchym des

Holzparenchym des Holztheils mit Siebröhren an (*v*), deren Geleitzellen (*s*) die englumigen Elemente sind, die nach aussen folgen. Diese Geleitzellen führen reichlich Inhalt, der aber, wie Jodzusatz lehrt, nicht Stärke, sondern Protoplasma ist. Nur vereinzelt sind auch stärkeführende Zellen hier eingestreut. Der Basttheil wird umgeben von einer einfachen, dicht mit Stärke erfüllten Schicht (*p*), die eine Aehnlichkeit mit dem Pericambium des axilen Gefässbündelcylinders zeigt und Vorscheide oder endodermoidale Schicht heissen kann. Diese Vorscheide wird umfasst von der dünnwandigen, doch stärkefreien und verkorkten Endodermis (*e*), welche den schwarzen Schatten an den radialen Wänden zeigt. Die endodermoidalen und Endodermiszellen entsprechen einander und weisen auf einen gemeinsamen Ursprung aus denselben Mutterzellen hin. Der Holztheil grenzt an seinen beiden Kanten mit der ihn deckenden Holzparenchymschicht direct an die endodermoidale Schicht. An diesen beiden Stellen ist der Basttheil somit unterbrochen, während eine solche Unterbrechung an den concentrisch gebauten Farnbündeln fehlt. Der Unterschied zwischen den bicollateralen und concentrischen Farnbündeln ist somit ganz unbedeutend, in ihrem histologischen Bau stimmen sie durchaus überein. — Sehr häufig zerreissen die Wände der Endodermiszellen beim Schneiden, wodurch das Gefässbündel von dem Grundgewebe getrennt wird. Die an die Endodermis grenzenden Zellen des Grundgewebes sind stellenweise stark verdickt und dann gelbbraun gefärbt. — Der Querschnitt durch das Rhizom zeigt unter der tiefbraunen Epidermis ein gebräuntes und cutinisirtes parenchymatisches Gewebe, das weiter nach innen farblos und stärkereich wird. Dieses stärkereiche Grundgewebe wird von den Gefässbündeln und von rothbraunen Sklerenchymfasern durchsetzt. Letztere bilden zwischen den Gefässbündeln Platten, welche mehr oder weniger parallel zu den Gefässbündeln laufen. Die peripherisch liegenden Gefässbündel werden an ihrer Aussenseite, im unmittelbaren Anschluss an die Endodermis von eben solchen Sklerenchymfasern, die hier das mechanische Gewebe repräsentiren, gestützt. — Im Innern des Blattstiels sind die Verhältnisse ähnlich, hinzu kommt noch ein hypodermaler Ring rothbrauner Sklerenchymfasern, der an die Epidermis anlehnt. — Der Längsschnitt durch das Rhizom oder den Blattstiel führt uns vor allem die weiten Treppengefässe wieder vor. Die Aussenwände derselben sind stark geneigt, leiterförmig behöft getüpfelt, zum Theil durchbrochen.[2]) An den zwei Gefässe trennenden Wänden ist jetzt auch leicht zu constatiren, dass die quer gestreckten Tüpfel zweiseitig behöft sind (die Schliesshaut besitzt einen verdickten Torus). An der Gefässwand, welche an eine Holzparenchymzelle grenzt, ist hingegen der Hof nur einseitig, auf der Gefässseite entwickelt (die Schliesshaut ohne Torus). Der Längsschnitt hat auch wohl das eine oder andere Schraubengefäss getroffen und sind auf demselben auch wohl die Siebplatten der Siebröhre, doch nur bei sorgfältigster Untersuchung, zu ent-

decken. Letzteres können wir mit Hülfe von Corallin etwas deutlicher machen und feststellen, dass die terminalen Siebplatten stark geneigt und durch Verdickungsleisten in zahlreiche Felder getheilt sind. Ausserdem tragen die Seitenwände der Siebröhre noch rundliche Siebtüpfel. Neben der Siebröhre erkennt man die schmalen Geleitzellen mit feinkörnigem Inhalt und Zellkern; im Anschluss an die Gefässe die stärkeführenden, relativ kurzen Holzparenchymzellen. Aehnlich wie letztere gestaltet sind die stärkeführenden Zellen der endodermoidalen Schicht. Die rothbraunen, langen, zugespitzten Sklerenchymfasern des Grundgewebes zeigen feine Poren.

Es bietet einiges Interesse, auch einen Querschnitt durch den Blattstiel von Polypodium vulgare zu betrachten. Die Gefässbündel sind hier sehr dick umscheidet, doch entspricht diese Scheide nicht der Endodermis, sondern einer Verstärkungsschicht. Diese nur eine Zelllage dicke Verstärkungsschicht zeigt sich nur an der Innenseite verdickt und ihre Verdickungsschichten hier dunkelbraun gefärbt. Die eigentliche Endodermis folgt nach innen auf diese Verstärkungsschicht und ist kaum zu erkennen, so wird sie von der Verstärkungsschicht flachgedrückt. Es folgt nach innen die einschichtige, stärkeführende endodermoidale Schicht; dann das Gewebe des Basttheils, bestehend aus fast gleich weiten Zellen. Die Geleitzellen sind aber an ihrem Inhalt zu unterscheiden, und wie sich herausstellt, mit den Siebröhren hier untermischt. Die dicht aneinander schliessenden Gefässe werden nach aussen von einer einfachen Schicht stärkeführenden Holzparenchyms umfasst, das an den beiden schmalen Kanten des Holztheils bis an die endodermoidale Schicht reicht.

Wir stellen noch einen Querschnitt durch den Blattstiel von Scolopendrium vulgare her, wo wir zwei Gefässbündel zu einem einzigen verschmolzen vorfinden. Zwei Holztheile liegen scheinbar in einem Gefässbündel, richtiger in einem Bündelcomplex, und zwar entweder nebeneinander, oder, wie häufiger zu sehen, an einer Stelle zu einer **X** förmigen Figur verschmolzen. Die stärkeren Schenkel der Figur sind nach der Blattstieloberseite gekehrt. An den Enden der Schenkel fallen die kleineren Gefässe auf. Von den Kanten der oberen Schenkel sieht man oft kleinere Gefässbündel abzweigen. Die Zellen des Basttheils sind alle von gleicher Grösse, doch die Geleitzellen auch hier wieder leicht an ihrem Inhalt zu erkennen. Sie sind den Siebröhren untermischt. An den Seiten der Figur erscheint die Vorscheide mehrschichtig und etwas stärker verdickt. Der äussere Umriss des Bündelcomplexes zeigt sich an drei Stellen, nämlich oben und zu den beiden Seiten, etwas rinnenförmig vertieft, hier folgt auf die Endodermis je eine Platte aus rothbraunen, fast bis zum Schwinden des Lumens verdickten Sklerenchymfasern. Höher hinauf im Blatte nimmt der Holztheil allmählich die Gestalt eines **T** an. Die drei verstärkenden Sklerenchymstränge sind, wenn auch reducirt, immer noch vorhanden.

Von Interesse ist es, noch einige Querschnitte durch die Blattspreite senkrecht zu dem Verlauf der schwachen, vom Hauptnerv abgehenden Seitennerven auszuführen. Das Gefässbündel ist hier sehr reducirt und collateral gebaut. Diesen collateralen Bau haben die letzten Auszweigungen der Gefässbündel bei den meisten Farnkräutern aufzuweisen.[3]) Er kommt dadurch zu Stande, dass auf der einen Flanke des Holztheils der Basttheil schwindet. Es geschieht das stets an der nach der Blattoberfläche gekehrten Seite, wodurch das Gefässbündel, ganz wie in Blättern mit ursprünglich collateralen Bündeln, seinen Holztheil nach oben, seinen Basttheil nach unten kehrt. Das kleine Gefässbündel hat übrigens weder seine Endodermis, noch die endodermoidale Schicht eingebüsst. An letztere schliesst oberwärts der Holztheil mit seinen Holzparenchymzellen, unterwärts der an seinen weissglänzenden Zellwänden kenntliche Basttheil an. Das ganze Bündel ist von einer ein- bis zweischichtigen aus eng aneinander schliessenden, grosslumigen Grundgewebszellen gebildeten Scheide umgeben.

In relativ hoher Complication tritt uns der axile Gefässbündelcylinder bei Lycopodium-Arten entgegen. Doch dürfte das Verständniss desselben uns nicht mehr allzu schwer werden, nachdem wir die verschmolzenen Gefässbündel im Blattstiel von Scolopendrium gesehen. In der That haben wir es nämlich bei Lycopodium mit einer Verschmelzung zahlreicher, ähnlich gebauter Gefässbündel zu einem axilen Gefässbündelcylinder zu thun. Wir wählen zur Untersuchung Lycopodium complanatum, doch könnte auch eine andere Species uns eben so gut dienen. Denn bei allen Species von Lycopodium kehren die nämlichen Verhältnisse mit unwesentlichen Abweichungen wieder. Wir erleichtern uns in Etwas die Aufgabe, indem wir die Querschnitte gleich mit wässriger Safraninlösung färben. Zur Orientirung soll aber die beigefügte Skizze (Fig. 83) dienen. — Wir finden somit am Querschnitt von Lycopodium complanatum zu äusserst die Epidermis (*ep*); dann die Rindenzellen, die zunächst weitlumig sind, aber weiter nach innen zu an Weite

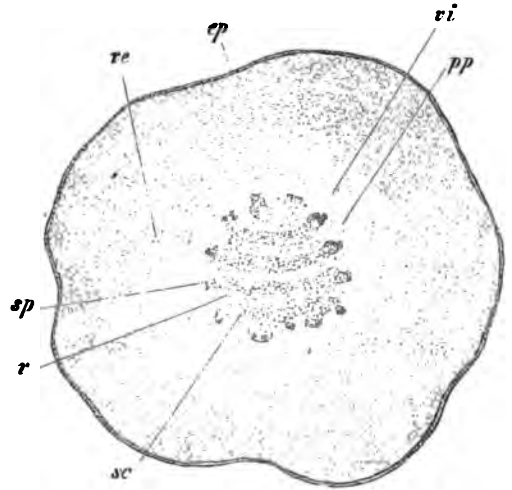


Fig. 83. Querschnitt durch den Stengel von Lycopodium complanatum. *ep* Epidermis; *ve* äussere Scheide; *vi* innere Scheide; *pp* Periphloëm; *sc* Treppengefässe; *sp* Ring- u. Schraubengefässe; *v* Siebtheile. Vergr. 26.

ab, an Dicke zunehmen und so eine feste sklerenchymatische Scheide bilden, die wir als äussere Scheide (*ve*) unterscheiden wollen. Auch diese stark verdickten Rindenelemente lassen übrigens kleine, lufterfüllte Intercellularräume zwischen sich. Die äusseren Rindenzellen haben sich mit Safranin mehr kirschroth, die inneren, stark verdickten, mehr rosenroth gefärbt. Die verdickten Elemente der Rinde hören plötzlich auf und es folgen zwei bis drei Schichten tangential etwas gestreckter, lückenlos verbundener, polygonaler Zellen, die sich kirschroth gefärbt zeigen. Diese Zellen haben hier die Stellung der Endodermis, doch sind sie in mehreren Schichten vertreten, ohne undulirtes Band, oder sonst charakteristische Verdickung. Dahingegen sind sie, wie Zellen der Endodermis, cuticularisirt und widerstehen gut der Schwefelsäure. Wir wollen diese Zellhülle daher als innere Scheide (*vi*) bezeichnen. — Weiter folgen mehrere Schichten ebenso weitlumiger, im Querschnitt isodiametrischer, öfters Stärke führender Zellen, mit weiss glänzenden, wie gequollenen Wänden. Diese haben sich bei kurzer Einwirkung nicht, bei längerer orangeroth gefärbt. Diese Zellen befinden sich hier in der Stellung des Pericambiums und mögen daher, wie bei Farnen, Vorscheide oder endodermoidale Schicht (*pp*) heissen. Nunmehr fallen uns die schön kirschroth gefärbten Xylemstreifen auf. Sie bestehen aus unmittelbar, d. h. ohne Zwischenzellen, an einander schliessenden, weiten Treppengefässen (*sc*) und an den schmalen Kanten aus Protoxylemelementen, d. h. aus englumigen Ring- und Schraubengefässen (*sp*). Die Holzstreifen laufen bei Lycopodium complanatum quer durch den Cylinder und mehr oder weniger parallel zu einander. Sie sind auf der einen Seite etwas concav, an der andern entsprechend convex und man kann feststellen, wenn man die natürliche Lage des aufstrebenden Stengels zum Boden berücksichtigt, dass die Streifen der Bodenfläche parallel und zwar mit der concaven Seite nach oben gekehrt erscheinen. Die kleinen Gefässbündel der Blätter setzen wie bei den Farnen, nachdem sie in den Centralcylinder getreten sind, an die Schraubengefässgruppe eines Holzstreifens an. Die Holzstreifen gehen nicht selten Anastomosen ein, wie dies beispielsweise an den unteren Streifen der beigefügten Skizze zu sehen ist. In den aufrechten Stengeln von Lycopodium Selago sind die sämmtlichen Holzstreifen mit einander verbunden und bilden einen Stern. — Die Holzstreifen sind von einer einfachen Lage dünnwandiger, englumiger Zellen, die wir, wie bei den Farnen, als Holzparenchymzellen bezeichnen können, umgeben. An den Kanten rücken sie mit ihren Protoxylemelementen und Holzparenchymzellen bis an das Gewebe der Vorscheide. Zwischen den von den Holztheilen gebildeten Streifen liegen Zellen mit weissen, stark lichtbrechenden Wänden; sie sind englumig, zeichnen sich nur in ihrer Mitte durch etwas weitere Elemente aus. Diese die Holztheile trennenden Gewebsplatten bilden den Basttheil und die grösseren Elemente in diesem die Siebröhren (*v*). Bei besonders günstiger Tinction erscheinen die

Wände der Siebröhren rosenroth, während die übrigen Elemente des Basttheils farblos blieben. An den Kanten dieser Siebröhrenstreifen zeichnen sich die Protophloëmelemente durch ihre Englumigkeit aus. Mit diesen Protophloëmelementen erreichen die Siebröhren die Vorscheide, deren wesentlich grössere Zellen deutlich gegen die Holz- und Basttheile absetzen. An der innern Grenze der Vorscheide löst sich der aus dem Holz- und Basttheil bestehende innere Theil des axilen Gefässbündelcylinders leicht beim Schneiden ab. — Der Längsschnitt führt uns vor: zu äusserst die Epidermis, dann die schräg gegen dieselbe verlaufenden, weiten Rindenzellen; weiter die Sklerenchymfasern der äusseren Scheide; hierauf die innere Scheide aus gestrecktem Parenchym; die Vorscheide mit weissen, dickeren Wänden und schräg gestellten Querwänden; die Treppengefässe und die engen, zum Theil sehr stark gedehnten Ring- und Schraubengefässe und endlich auch die Elemente der Basttheile. Diese letzteren bestehen aus sehr langen Zellen, die mit mehr oder weniger schrägen Wänden aufeinander stossen. Auch mit Hilfe von Corallin und Anilinblau gelingt es hier nur sehr schwer, die relativ kleinen, schrägen Siebplatten nachzuweisen. Nur die weiteren Zellen im Basttheil sind Siebröhren, die viel zahlreicheren, engen, mit glänzend körnigem Inhalt erfüllten, sind Geleitzellen.

Anmerkungen zum XV. Pensum.

[1]) De Bary, vergl. Anatomie p. 217; dort die Literatur.

[2]) Vergl. de Bary, vergl. Anatomie, p. 170.

[3]) Vergl. Haberlandt, Stzber. d. k. A. d. Wissensch. in Wien, Bl. LXXXIV, Abth. III, 1881.

XVI. Pensum.

Wir hatten bereits an den mannigfaltigsten Objecten Gelegenheit gehabt, uns mit der Anlage und dem Bau des Korkes bekannt zu machen. Nichtsdestoweniger wollen wir noch einmal diesem Gegenstande unsere Aufmerksamkeit zuwenden, um einerseits die Lenticellen, andererseits den Bau der Korkzellwandung und deren Reactionen kennen zu lernen.[1])

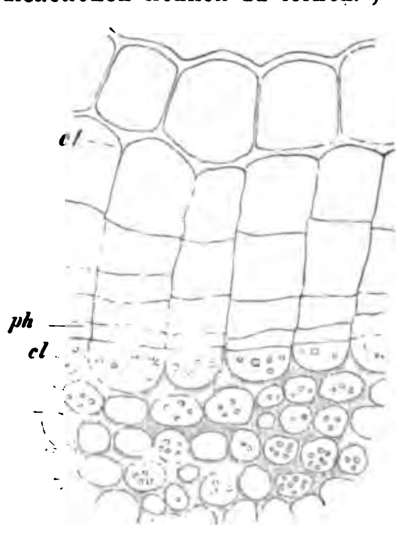


Fig. 84. Querschnitt durch die Oberfläche eines jungen Stengels von Sambucus nigra. Epidermis; *ph* Phellogen; *cl* und *cl* der obere und der untere Theil der ursprünglichen Collenchymzelle. Vergr. 240.

Querschnitte durch etwa 3 *mm.* dicke Zweige von Sambucus nigra zeigen die um das weite, grosszellige Mark im Kranz vertheilten Gefässbündel schon durch Interfascicularcambium verbunden. Letzteres hat auch bereits seine Thätigkeit begonnen und in den Gefässbündeln, sowie auch interfascicular, nach innen secundäres Holz, nach aussen secundären Bast, in gewohnter Art und Weise, gebildet. Die primären Basttheile zeigen sich nach aussen durch Sklerenchymfasern gestützt. Die Rinde ist 10 bis 15 Zellen stark. Die vorspringenden Kanten des Stengels haben eine starke hypodermale Collenchymschicht aufzuweisen, die in den Furchen auf zwei bis drei Zelllagen reducirt ist. Unter den Spaltöffnungen ist die Collenchymschicht durch das bis an die Epidermis vordringende grüne Rindenparenchym durchbrochen. In etwa 4 *mm.* starken Stengeltheilen beginnt die Ausbildung der Korkschicht und zwar durch tangentiale Theilung der äussersten, an die Epidermis unmittelbar grenzenden Collenchymzellen. Die innere der so erzeugten Schwesterzellen theilt sich noch einmal und dann ist es die mitt-

lere Zelle, die weiter als Korkcambiumzelle arbeitet. Dieselbe ist leicht zu erkennen, auch nachdem das Periderm mehrschichtig geworden (Fig. 84 *ph*). Zu oberst jeder Reihe liegt der obere, zu unterst der untere Theil der ursprünglichen Collenchymzelle; die über dem unteren Theile gelegene flache Zelle (*ph*) ist die Korkcambium- oder Phellogenzelle. Auf glücklich geführten Querschnitten kann man übrigens feststellen, dass der Bildung einer zusammenhängenden Korkschicht ein eigenthümlicher Vorgang vorausgeht, der unter den Spaltöffnungen beginnt. Die primären Rindenzellen, welche die Athemhöhle umgeben, beginnen sich zu theilen, und die Theilungen greifen seitlich auf die angrenzenden Collenchymzellen über. Alsbald hat sich unter der Spaltöffnung eine meniskenförmige Schicht sich theilender Zellen (Fig. 85 *pl*) ausgebildet, die

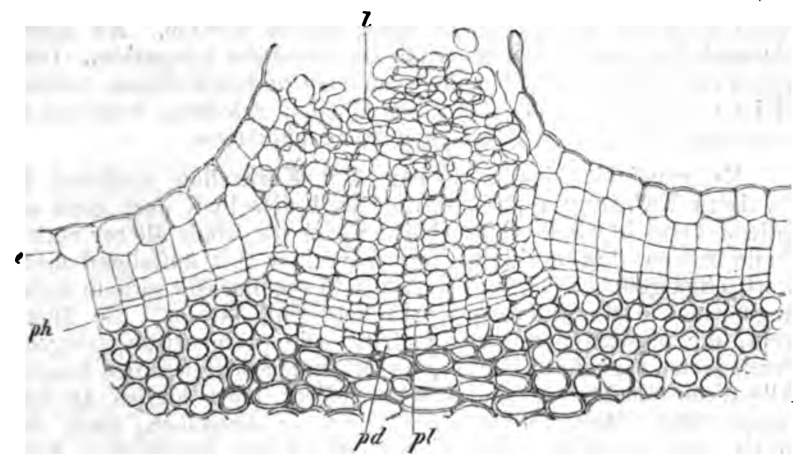


Fig. 85. Querschnitt durch eine Lenticelle von Sambucus nigra. *e* Epidermis; *ph* Phellogen; *l* Füllzellen; *pl* Cambium der Lenticelle; *pd* Phelloderma. Vergr. 90.

nach aussen farblose sich abrundende Zellen (*l*), nach innen Korkrindenzellen (*pd*) (Phelloderma) bildet. Die oberen Zellen werden als Füllzellen (*l*) bezeichnet. Sie bräunen sich alsbald und üben, indem sie an Zahl zunehmen, alsbald einen solchen Druck auf die Epidermis aus, dass diese spaltenförmig aufgerissen wird. So wird die Rindenpore oder Lenticelle erzeugt.[2]) Betrachtet man einen Zweig mit dem blossen Auge, so erscheinen die Lenticellen als Furchen, die von zwei lippenförmigen Wülsten umgeben sind. Die braune Farbe der Füllzellen fällt besonders in die Augen. An jüngeren Stellen des Stengels erscheinen die Lenticellen als länglich runde, etwas vorgewölbte Flecken. Noch jüngere Stadien sind durch etwas hellere Farbe ausgezeichnet. An solchen Stellen muss der Schnitt geführt werden, um jüngste Entwicklungszustände zu liefern. Erst nach Aufreissen der Epidermis beginnen

in dem angrenzenden Collenchym die Theilungen, die zur Bildung des Periderms führen. — Die Füllzellen der Lenticelle sind von einander getrennt; in dem Masse, als sie von aussen der Desorganisation unterliegen, werden sie vom Cambium aus nachgebildet. Die Zwischenräume der Füllzellen sind mit Luft erfüllt; es communicirt zwischen denselben das innere Gewebe des Stammes mit der umgebenden Atmosphäre. Sie ersetzen somit die Spaltöffnungen an älteren Pflanzentheilen, an denen die Korkbildung beginnt. Für den Winter werden etwas dichtere, resistentere Füllzellen gebildet. Eine eigentliche, aus eng an einander schliessenden Korkzellen gebildete Schliessschicht ist bei Sambucus zur Winterszeit nicht vorhanden, während man dieselbe bei vielen andern Pflanzen trifft, so wie ausserdem noch „Zwischenstreifen", welche, ebenso wie die Verschlussschicht gebaut, während der Vegetationszeit zeitweise zwischen die Füllzellen eingeschaltet werden. An älteren Stammtheilen von Sambucus erhält das Periderm Längsrisse. Diese gehen durch die Lenticellen, doch ohne sie zu beschädigen. Letztere bleiben auch an ganz alten Stammtheilen erhalten, während die äusseren Peridermlagen zwischen ihnen abblättern.

Es empfiehlt sich, den Bau der Korkzellen zunächst bei Cytisus Laburnum zu studiren, weil dieselben dort ganz auffallend verdickt sind. Querschnitte durch die Rinde älterer Stammtheile zeigen das Periderm von nur einer Art auffallend dicker Korkzellen gebildet. Dieselben stehen in regelmässig radiale Reihen angeordnet. Die jüngsten Korkzellen sind farblos, die älteren gelb, die ältesten gelbbraun gefärbt. Die peripherisch gelegenen erscheinen tangential gedehnt, oft bis zum Schwinden des Lumens. Alle diese Korkzellen sind stark verdickt, vornehmlich an ihrer Aussenseite. Man unterscheidet leicht an denselben, auch ohne Hülfe von Reagentien, die zarten, die Zellen trennenden Mittelschichten, eine starke, deutlich lamellöse secundäre Verdickungsschicht und, an der Innenseite derselben, eine tertiäre Verdickungsschicht. Sonach besteht jede, je zwei Zellen trennende Wandung aus fünf distincten Schichten: der Mittelschicht, welche die primäre Wand hier repräsentirt und verholzt ist; den beiden secundären Verdickungsschichten, welche allein verkorkt sind, und den beiden tertiären Verdickungsschichten, welche oft ihren Cellulosecharakter behalten und daher als Celluloseschichten bezeichnet werden, in diesem Falle aber ein wenig verholzt sind. Mit Chlorzinkjodlösung färben sich die Korkzellen gelb bis gelbbraun, die jüngeren dunkler als die älteren, ihre tertiären Schichten am dunkelsten. Mit Kali werden die Korkzellen gelb.

Die eigentlichen Reactionen auf Korkstoff oder Suberin sind das schon erwähnte Kali, das Macerationsgemisch, und Chromsäure.[3]) Wir behandeln zunächst die Schnitte mit Kali und stellen fest, dass die Korkzellen gelb werden. Wir erwärmen den Schnitt vorsichtig unter Deckglas auf dem Objectträger und finden alsbald, dass die Intensität der gelben Färbung

zugenommen hat. Erwärmen wir weiter, so werden die secundären Verdickungsschichten schaumig, körnig. Lassen wir aber den Flüssigkeitstropfen aufkochen und untersuchen nunmehr den Schnitt, so zeigt es sich, dass die secundären Verdickungsschichten in Gestalt schleimig-grumoeser, stellenweise fein gestrichelter Massen aus den Korkzellen hervorgequollen sind. Wir waschen nun den Schnitt mit Wasser aus und zwar indem wir dem einen Rande des Deckglases Wassertropfen zuführen und sie an dem entgegengesetzten Rande von Fliesspapier aufsaugen lassen; oder, indem wir den Objectträger schräg halten und das Wasser unter dem Deckglas durchströmen lassen; oder, indem wir das Deckglas abheben und nunmehr über das am Objectträger oder Deckglas haftende Präparat einen Wasserstrom leiten; oder endlich, indem wir Objectträger oder Deckglas mit dem anhaftenden Präparat unter Wasser tauchen. Sollte sich bei letzterer Operation das Präparat ablösen, so ist es mit dem Objectträger aufzufangen. Man führt auf denselben unter Wasser das Präparat mit der Nadel hin und drückt es mit der Nadelspitze an, während man den Objectträger vorsichtig in möglichst horizontaler Lage aus dem Wasser hebt. Um den Objectträger in eine solche Lage bringen zu können, muss das Präparat in einem flachen Gefäss ausgewaschen worden sein. — Das in dieser oder jener Weise ausgewaschene Präparat wird hierauf mit Chlorzinkjodlösung behandelt und festgestellt, dass die Mittelschichten wie zuvor gelbbraun sich färben, dass aber, so weit nicht herausgefallen, in jeder Zelle ein violetter Schlauch sich befindet. Es ist das die sich nunmehr violett färbende tertiäre Celluloseschicht. Die secundäre Verdickungsschicht ist hingegen von der Kalilauge entfernt worden. Einzelne Theile der hervorgetretenen Massen nahmen in der Chlorzinkjodlösung einen roth violetten Ton an, zum Beweis, dass auch in der Suberinschicht Cellulose vertreten war. — Mit dem Macerationsgemisch (chlorsaurem Kali und Salpetersäure) erhält man die Cerinsäure-Reaction. In der Kälte wirkt das Gemisch zunächst so ein, dass sich die Korkzellen gelbbraun färben, ausserdem alle ihre Theile deutlicher werden. Kocht man nunmehr das Präparat auf dem Objectträger, wenn nöthig unter Ersatz des Reagens, so bleiben alsbald von dem ganzen Schnitt nur die verkorkten Membranschichten zurück; diese quellen schliesslich und verschmelzen zu einer farblosen, sich kugelig abrundenden Masse. Es ist das die sogen. Cerinsäure, die in Alcohol, vornehmlich aber in Aether leicht zu lösen ist. — Lässt man ziemlich concentrirte Chromsäure auf die Schnitte einwirken, so bleiben von denselben schliesslich auch nur die verkorkten Schichten der Korkzellen zurück. Nach längerer Zeit werden dieselben so durchsichtig, dass es Mühe macht sie wiederzufinden, doch sie schwinden nicht. Ungeachtet die Mittelschichten aufgelöst worden sind, haften die secundären Verdickungsschichten doch aneinander.

Der Flaschenkork (von Quercus Suber) besteht aus fast kubischen, dünnwandigen, relativ grossen Zellen, welche allmählich in etwas stärker verdickte, flachere, die Grenze der Jahresproduction bezeichnende übergehen, denen wieder die kubischen folgen. Zusatz von Kalilauge färbt den Schnitt gelb, vor Allem die etwas

dickwandigeren Zellen der Jahresgrenze. An diesen ist es nunmehr festzustellen, dass auch hier jede Wandung aus fünf Schichten, wie wir sie bei Cytisus fanden, besteht. Auch hier giebt die tertiäre Verdickungsschicht zunächst nicht Cellulosereaction, sondern erst nach entsprechender Behandlung.

Die Reactionen auf Suberin gelingen hier noch schöner als bei Cytisus, vornehmlich die Cerinsäure-Reaction.

Von besonderem Interesse ist es, den Birkenkork zu untersuchen und zwar den weiss gefärbten älterer Stammtheile. Ein zarter Querschnitt, in Wasser beobachtet, zeigt zunächst sehr wenig, weil sämmtliche Zellen mit Luft erfüllt sind. Kurzes Verweilen in Alcohol vertreibt die Luft und nunmehr ist festzustellen, dass das Periderm hier abwechselnd aus zwei bis drei Lagen dickwandiger und etwa zehn Lagen dünnwandiger Zellen gebildet wird. In den dickwandigen sind die fünf Schichten jeder Wand leicht abzuzählen. Die Trennung der Korkblätter erfolgt durch Zerreissung derjenigen dünnwandigen Lage von Korkzellen, die unmittelbar nach innen auf die dickwandigen Lagen folgt. Somit kehren die einzelnen Korkblätter der Birke ihre dünnwandigen Elemente nach aussen. Die weisse Färbung der Korkblätter der Birke beruht auf einem feinkörnigen, von Luft umgebenen Inhalt der dünnwandigen Zellen, welcher Birkenharz (Betulin) ist. Man bekommt diesen Inhalt nicht zu sehen in den Schnitten, die den Alcohol passirt haben, da das Birkenharz hierbei weggelöst wird; man muss somit, um das Birkenharz zu erhalten, die Luft aus den in Wasser liegenden Präparaten mit der Luftpumpe entfernen. Das Betulin ist ein stark wirksames antiseptisches Mittel und gewährt somit dem Baum Schutz gegen Angriffe fremder Organismen, es widersteht ausserdem kräftig dem Einflusse der Atmosphärilien, daher die Korklagen am Stamme sehr lange erhalten bleiben. — Man stellt an den Querschnitten fest, dass die dünnwandigen Zellen allmählich nach innen in die dickwandigen übergehen, letztere aber ganz scharf gegen die folgende dünnwandige Lage abgegrenzt sind. Hieraus schon kann man den richtigen Schluss ziehen, das die dickwandigen Korkzellen die Grenze jeder Jahresproduction bezeichnen, die alsdann mit den dünnwandigen Zellen wieder anhebt.

Bei Populus dilatata Ait. ist die tertiäre Verdickungsschicht an der nach dem Stamminnern zugekehrten Seite der Korkzellen stark verdickt. Mit Chlorzinkjodlösung färbt sich die tertiäre Verdickungsschicht unmittelbar violett; alle fünf Schichten jeder Doppelwand werden gleichzeitig deutlich sichtbar und zwar die Mittelschichten mit brauner, die verkorkten secundären Schichten mit gelber Farbe. Die Fälle, wo die tertiäre Verdickungsschicht aus reiner Cellulose besteht, sind sonst relativ selten.

Oefters werden vom Phellogen nicht allein centrifugale Korkzellen, sondern auch centripetale Rindenzellen, sogenanntes Phelloderm, gebildet. Nur selten aber erreicht dieses Phelloderm so

bedeutende Dicke wie bei den Ribes-Arten. Stellen wir Querschnitte durch ältere Stammtheile von Ribes rubrum her, so finden wir unter der dünnwandigen, braunen Korkschicht zunächst das Phellogen, dann eine dicke Lage chlorophyllhaltiger, flacher Rindenzellen. Auch letztere sind in radiale Reihen angeordnet, die mit denjenigen des angrenzenden Korkes coincidiren. In den inneren Theilen des Phelloderms verliert sich in Folge nachträglicher Dehnung die radiale Anordnung. Die innersten Phellodermzellen schliessen an das Collenchym der Rinde an. Alle die aus dem Phellogen hervorgegangenen Bildungen werden in der Bezeichnung Periderma zusammengefasst; bei Ribes wird das Periderma somit von Kork (Phellem) und Korkrinde (Phelloderma) gebildet. — Von Interesse ist es auch, Querschnitte durch heurige Stammtheile von Ribes rubrum, in welchen die Korkbildung vor Kurzem begonnen hat, zu führen. Hier kann man den ersten Anfang der Phellodermbildung sehen und zugleich constatiren, dass bei der genannten Pflanze das Phellogen ziemlich tief in der Rinde angelegt wird. Die nach aussen gelegenen, durch die Korkschicht von der Saftzufuhr abgeschnittenen Gewebe sterben ab, bräunen sich und werden als sogenannte Borke alsbald abgeworfen.

Die meisten Holzgewächse pflegen zu wiederholten Malen, in immer tieferen Regionen der Rinde Periderm zu bilden. Dieses schneidet dementsprechend immer neue Borkenmassen nach aussen ab. Wir haben derartig eingeschaltetes Periderma bereits in der secundären Rinde der Kiefer gesehen und wollen es nunmehr eingehender studiren. Zarte Querschnitte durch die secundäre Rinde älterer, dickschuppiger, dunkelbraun gefärbter Stammtheile der Kiefer zeigen uns, in verschiedener Tiefe, eingeschaltete Peridermstreifen, durch welche grosse Massen abgestorbener, gebräunter, doch mit dem Stamme in Verbindung zunächst bleibender Gewebe nach aussen abgegrenzt sind. Jeder Peridermstreifen besteht zu äusserst aus mehreren Schichten meist stark verdickter, poröser Zellen, deren Wände schön lamellös erscheinen; in der Mitte aus mehr oder weniger zahlreichen Schichten dünnwandiger Zellen, zu innerst meist wieder aus mehreren Schichten stärker verdickter Zellen. Die innerste Schicht der äusseren Lage ist oft einseitig nach aussen verdickt. Die innerste, seltener die beiden innersten Schichten der mittleren Lage, sind mit braunem Inhalt erfüllt. Die Zellen der inneren Lage führen, soweit vorhanden und dem zeitweilig innersten Peridermstreifen angehörend, Stärkekörner. Die mit rothbraunem Inhalte erfüllte, innerste Zellschicht der mittleren Lage, entspricht dem ausser Thätigkeit gesetzten Phellogen. Ihr, eventuell auch der Nachbarinnen brauner Inhalt, erinnert an den Inhalt der krystallführenden Schläuche im Bast derselben Kiefer, und in der That findet man auch hier zahlreiche kleine Krystalle aus Calciumoxalat, die flach der inneren Wand dieser Zellen anliegen, freilich mit Sicherheit erst auf tangentialen Längsschnitten zu beobachten sind. Nach Zusatz von Salzsäure treten sie da zunächst sehr scharf hervor, um sich später zu lösen. Die nach innen auf diese Zellschicht folgenden stärkeführenden Zellen sind

Phelloderm und dem entsprechend aus centripetal vom Phellogen aus gebildet worden; sie können, wie schon erwähnt, eventuell auch fehlen. In der dickschuppigen braunen Borke kann man eine grössere Anzahl von Peridermblättern abzählen, die durch abgestorbenes secundäres Rindengewebe von einander getrennt sind. Selbstverständlich sind in den, ausserhalb des innersten Peridermblattes gelegenen Peridermblättern im Phelloderm keine Stärkekörner mehr vorhanden, ebenso wenig als in der übrigen Rinde. Vereinzelt trifft man in dieser Rinde auch ein- bis zweischichtige Streifen aus stark verdickten Zellen, die beiderseits von dünnwandigen Zellen begrenzt sind. Diese dickwandigen Zellen stimmen mit den vorher in der Peripherie der Peridermstreifen gebildeten überein und ebenso zeigen die dünnwandigen Zellen denselben Bau wie die zuvor geschilderten. Solche dickwandige Streifen endigen an ihrem Rande in der dünnwandigen Mittelschicht der zuvor geschilderten Peridermblätter. Das Lostrennen der Borkenstücke erfolgt in den dünnwandigen Mittelschichten der Peridermblätter, respective an der Aussenseite eines dickwandigen Streifens, wo ein solcher in ein Peridermblatt eingeschaltet ist. Behandelt man dünne Querschnitte der Borke mit concentrirter Chromsäure oder Kalilauge, so kann man feststellen, dass in den Peridermblättern nur die dünnwandigen Zellen der Mittellage verkorkt sind. Die nach innen von dieser Lage gelegenen Zellen hatten wir bereits als Phelloderma erkannt, die nach aussen gelegenen stark verdickten sind verholzt, aber kaum verkorkt und werden daher als Phelloid bezeichnet. Auf tangentialen Längsschnitten zeigen sie mehr oder weniger wellige Contouren. — Etwas anders gestalten sich die Verhältnisse an oberen Stammtheilen und dickeren Aesten, von welchen die fuchsrothen, pergamentartigen, dünnen Borkenschuppen abblättern. Hier findet man an Querschnitten durch die Rinde nur sehr wenig Borke, weil dieselbe alsbald abgestossen wird. Die abgelösten Schuppen sind entweder ihrer ganzen Ausdehnung nach papierdünn, oder in der Mitte etwas angeschwollen. Untersucht man die ersteren oder den dünneren Saum der letzteren unter dem Mikroskop, in Oberflächenansicht, so erkennt man, dass derselbe aus wellig contourirten, stark verdickten, fein porösen Zellen besteht. Es sind das dieselben Zellen, die wir zuvor schon in der Bezeichnung Phelloid zusammengefasst hatten. Auf Querschnitten durch die Rinde stellt man fest, dass die Flügel der dickeren, respective die dünnen Schuppen, ihrer ganzen Ausdehnung nach, ein bis drei Zelllagen dick sind, und dass beiderseits dünnwandige Korkzellen an dieselben anschliessen, so wie wir dies in der zuerst untersuchten Rinde nur ausnahmsweise gefunden hatten. Das Phellogen bildet hier zunächst einige Schichten dünnwandiger Korkzellen, dann eine, zwei, selbst mehrere Schichten dickwandiger Phelloidzellen, dann wieder einige Schichten dünnwandiger Korkzellen, gleichzeitig nach innen meist einige Phellodermschichten. Die an das dickwandige Phelloid von aussen anstossenden und auch die innersten an das Phelloderma grenzenden Korkzellen, führen hier gelbbraunen Inhalt und Krystalle. Die dickeren Theile der Borkenschuppen bestehen aus abgestorbenen Rindenzellen. Der aus dickwandigen Phelloidzellen bestehende Flügel setzt sich entweder an der Aussenfläche dieser Rindenzellen fort, oder er erlischt an deren Rande. Wo die Borken-

schuppen über einander greifen, sind die Peridermstreifen aus drei Lagen Korkzellen und zwei Lagen Phelloid gebildet. — Manche Peridermblätter bestehen auch nur aus den dünnwandigen Korkzellen ohne Phelloid. Die Trennungen finden stets in den dünnwandigen Korklagen statt.

Die Kiefer bildet keine Lenticellen. Bei denjenigen Bäumen welche solche führen, ihre Borke aber in Schuppen abwerfen, werden die hierbei verloren gehenden Lenticellen durch neue ersetzt.

Der Kork ist auch das Vernarbungsgewebe der Pflanzen, indem Wundflächen durch denselben geschlossen werden. Unter der Wunde entsteht im lebenden Zellgewebe ein Phellogen, das alsbald die entblösste Stelle mit Kork abschliesst. Ein gutes Object an dem man jederzeit diesen Vorgang sehen kann, sind die Zweige der Pflaume (Prunus domestica). An der Wetterseite bekommen sie sehr leicht Risse, die durch das Periderm mehr oder weniger tief in das Gewebe der Rinde, oft bis in die secundäre Rinde hinein reichen. Hier entsteht dann, in entsprechender Tiefe, eine Phellogenschicht, die mit ihren Rändern an das Phellogen des durchbrochenen Periderms anschliesst. Dieses Phellogen producirt nach aussen Korkzellen, mit derselben einseitig starken Verdickung der Aussenseite wie bei dem übrigen Periderm; ausserdem nach Innen, zur nothwendigen Ergänzung der Rinde, Phelloderm. Auffallen muss es, schon bei freier Betrachtung des durchschnittenen Zweiges, dass die Holzbildung an der durchbrochenen Seite sehr wesentlich gefördert wurde. Die Jahresringe erreichten hier weit grössere Stärke, was durch das Aufreissen der Rinde mag veranlasst worden sein.

Dass der Kork das Vernarbungsgewebe der Pflanzen ist, wollen wir auch noch experimentell an der Kartoffelknolle feststellen. Wir schneiden von einer gesunden Knolle ein Stück ab und bewahren sie nun in einem mässig feuchten Raume auf. Nach einigen Wochen hat die Schnittfläche eine hellbraune Färbung angenommen, und wir constatiren, dass sie von einer dünnen Korkschicht bedeckt ist. — Die Korkschicht, welche normaler Weise die Kartoffelknolle deckt, besteht aus dünnwandigen, flachen Zellen, an denen man bei starker Vergrösserung braune Mittelschichten und farblos zarte Secundärschichten unterscheiden kann. Die Mittelschicht erscheint oft wellenförmig gebogen und daher scheinbar gestreift. Durch Erwärmen in Kalilauge werden die drei Schichten jeder Doppelwand sehr deutlich, weil die secundäre Verdickungsschicht quillt; eine tertiäre Verdickungsschicht ist hier aber nicht nachzuweisen. Wird das Kochen in Kalilauge längere Zeit fortgesetzt, so verwandeln sich die secundären Verdickungsschichten in eine grumöse Masse. Eine ebensolche Korkschicht wie die geschilderte, findet man auch auf Querschnitten durch die Wundstelle wieder. Ausserhalb der Korkschicht liegen hier die gebräunten abgestorbenen Zellen, die bei Herstellung der Wundflächen verletzt worden waren, respective ausserhalb der sich bildenden Korkschicht zu liegen kamen. Diese entstand in einer intacten Zellschicht unter der Wundfläche, indem die

betreffenden Zellen tangentiale Theilungen eingingen und zunächst ein Phellogen herstellten. In den abgestorbenen Zellen können die Stärkekörner unversehrt erhalten geblieben sein.

Anmerkungen zum XVI. Pensum.

[1]) Literatur bei de Bary, Vergl. Anat. p. 560; v. Höhnel, Stzber. d. math. naturw. Cl. d. k. Ak. d. W. in Wien, Bd. LXXVI. 1877.

[2]) Hierzu neuerdings nach Klebahn Ber. d. deut. bot. Gesell. Bd. I. p. 113.

[3]) Eingeführt durch v. Höhnel, Stzber. d. math. naturw. Cl. d. k. Ak. d. W. in Wien. Bd. LXXVI. p. 522.

XVII. Pensum.

Wir wollen es nunmehr versuchen, uns an einer Reihe von Beispielen mit dem Bau der Blätter bekannt zu machen. Wir wenden uns zunächst an die Laubblätter, und zwar an eine Form, die eine möglichst weit gehende Differenzirung des inneren Baues aufzuweisen hat. Das erste Beispiel soll Ruta graveolens sein, deren Blätter sich meist auch während des Winters frisch erhalten. Die Blätter dieser Pflanze sind doppelt gefiedert, die Blättchen verkehrt eiförmig. Gegen das Licht gehalten zeigen diese Blättchen

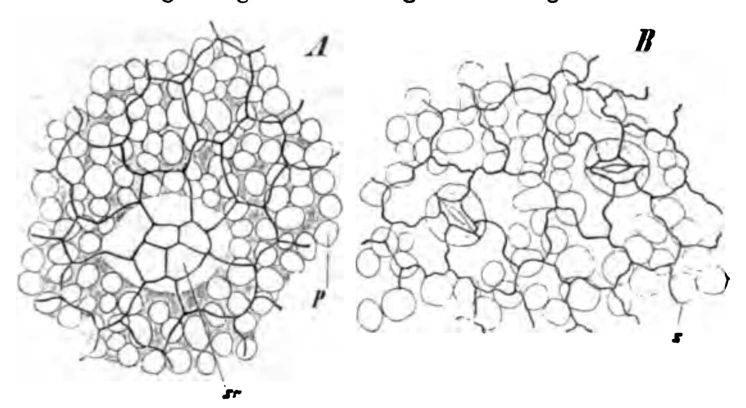


Fig. 86. Epidermis und anstossendes Gewebe des Blattes von Ruta graveolens. *A* Epidermis der Oberseite, *sc* Epidermiszellen über dem Secretbehälter, *p* Palissadenparenchym. *B* Epidermis der Unterseite, *s* Schwammparenchym. Bei *A* die lufterfüllten Intercellularräume schattirt, bei *B* hell gelassen. Vergr. 240.

helle Punkte, es sind das mit ätherischem Oel erfüllte Secretbehälter, „innere Drüsen“ im Gewebe des Blattes. Wir betrachten zunächst Oberflächenansichten der Epidermis und stellen fest, dass die Oberseite (Fig. 86 *A*) überhaupt keine oder meist nur wenige Spaltöffnungen führt, dagegen sind dieselben zahlreich an der Unterseite (*B*). Längliche mit Saft erfüllte Grübchen führen nach der Spalte. Ueber den Secretbehältern liegen, wie man an der Epidermis der Ober- wie der Unterseite constatiren kann, meist vier Zellen (*A*, *sc*). Diese vier Zellen nehmen die Mitte einer

flachen Einsenkung ein. An dickeren Stellen des Schnittes, wo der Secretbehälter durch das Messer nicht geöffnet wurde, sieht man in demselben einen stark lichtbrechenden gelben Tropfen. Bei tieferer Einstellung kann man feststellen, dass an die Epidermis der Oberseite ein grünes Gewebe aus im optischen Durchschnitt rund erscheinenden Zellen anschliesst (*A*, *p*). Diese Zellen sind seitlich von einander fast vollständig getrennt und die Intercellularräume mit Luft erfüllt. An die Epidermis der Unterseite setzen ebenfalls grüne, im optischen Durchschnitt runde Zellen an (*B*, *s*), doch in viel geringerer Anzahl. Auch diese Zellen sind durch Luft getrennt und lassen besonders unter den Spaltöffnungen weite Athemhöhlen frei (*B*). Nach dieser Orientirung schreiten wir zu den Querschnitten; wir führen dieselben senkrecht zur Längsaxe des Blättchens aus, nach der uns bereits bekannten Methode, indem wir nämlich das Blättchen, um es zu schneiden, zwischen Holundermark einspannen. Der Querschnitt zeigt uns zwischen den beiden Oberhäuten das Blattgewebe oder Mesophyll. Von oben nach unten fortschreitend sehen wir zunächst die Epidermis der Oberseite (Fig. 87 *ep'*), dann eine doppelte Schicht paralleler, zur Oberfläche des Blattes senkrechter, lang gestreckter, chlorophyllhaltiger Zellen, die wir als Palissadenzellen bezeichnen. Wir constatirten bereits am Flächenschnitt, dass diese Zellen seitlich von einander mehr oder weniger vollständig getrennt sind; dagegen schliessen die beiden aufeinanderfolgenden Schichten fest mit ihren Enden an einander. Die Elemente der zweiten Palissadenschicht (*pl''*) sind etwas weniger zahlreich als diejenigen der ersten und oft setzen zwei äussere Palissadenzellen an eine innere an. Auf diese beiden Palissadenschichten folgt ein lockeres Gewebe, das bis an die Epidermis der Unterseite reicht und ein Netz mit weiten Maschen bildet, wir bezeichnen dieses Gewebe als Schwammparenchym; dasselbe führt etwas weniger Chlorophyllkörner wie das Palissadengewebe. Die Zellen der oberen Schicht des Schwammparenchyms (*s'*) sind mit den inneren Palissadenzellen fest verbunden, und zwar setzen sie meist an eine grosse Anzahl von Palissadenzellen an. Keine der Palissadenzellen bleibt an ihrem unterem Ende frei, wo dies (wie auch an einigen Palissadenzellen der beigefügten Figur) der Fall zu sein scheint, liegt der Anschluss nicht in der Fläche des Bildes. So kommen auch im Netze des Schwammparenchyms keine freien Endigungen vor, alle Zellen hängen mit ihren Enden zusammen. Die unterste Schicht des Schwammparenchyms (*s'''*) ist gegen die Epidermis der Unterseite gestreckt und trifft dieselbe mehr oder weniger senkrecht; dadurch kommt hier eine intermediäre Bildung zwischen Schwammparenchym und Palissadenparenchym zu Stande. Die Athemhöhlen (*a*) unter den Spaltöffnungen (*st*) werden frei gelassen. Einzelne Zellen im Schwammparenchym führen eine Krystalldruse aus Calciumoxalat (*k*). Diese Zellen sind chlorophylllos, tonnenförmig angeschwollen und erscheinen wie suspendirt zwischen den grünen Zellen. An den Kanten des

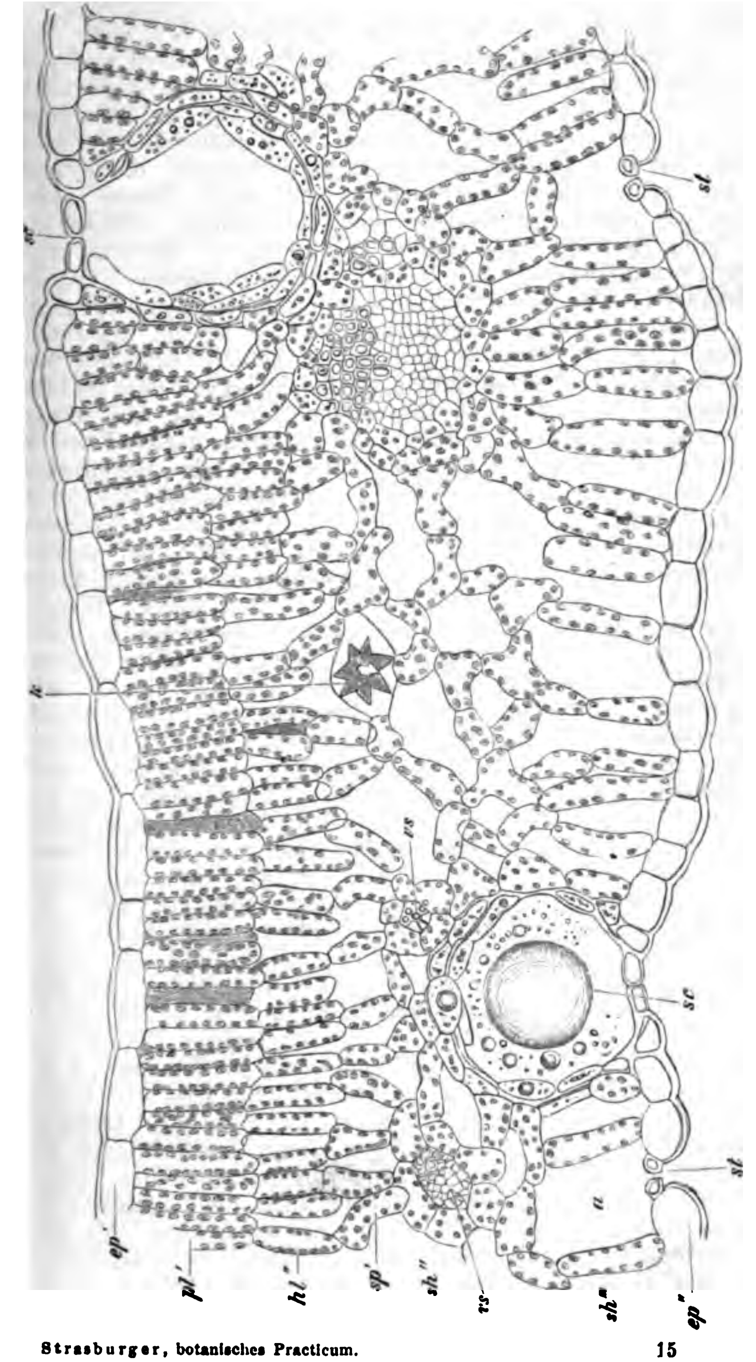


Fig. 87. Querschnitt durch das Blatt von Ruta graveolens; *ep'* Epidermis der Oberseite, *ep''* der Unterseite; *pl* Palissadenparenchym; *s* Schwammparenchym; *k* krystallführende Zelle; *vs* Gefässbündel; *sc* Secretbehälter; *a* Athemhöhle; *st* Spaltöffnungen. Vergr. 240.

Blättchens sind die Aussenseiten der Epidermiszellen stark verdickt. Die Palissadenschicht wird an der Kante einfach und geht an der Unterseite des Blattes in die gestreckte Schwammparenchymschicht (*s'''*) über. Die Gefässbündel liegen im Schwammparenchym; das grösste, der Mittelnerv des Blättchens, erreicht einerseits fast die innere Palissadenschicht, andererseits die unterste gestreckte Schwammparenchymschicht. Im Gefässbündel selbst erkennen wir leicht die dunkler sich zeichnenden Gefässe und den helleren Basttheil. Die radiale Anordnung der Elemente lässt auf eine zeitweilige Thätigkeit des Cambiums schliessen. Um das Gefässbündel ist eine Parenchymscheide vorhanden, deren Elemente bereits Chlorophyllkörner führen und an welche die Schwammparenchymzellen im Umkreis ansetzen. Aehnlich sind die Verhältnisse an kleineren Gefässbündeln, wie beispielsweise dem im Bilde dargestellten. Noch kleinere Gefässbündel (*vs*), die auf wenige Gefässe und Bastelemente reducirt sind, trifft man zum Theil im Querschnitt. Dieselben bleiben bis zuletzt von der Scheide gestreckter Parenchymzellen umgeben. Die Secretbehälter (*sc*) stossen an die Epidermis der Ober- oder Unterseite. Sie sind kreisförmig umschrieben, von einer Schicht dünnwandiger, mehr oder weniger desorganisirter Zellen ausgekleidet, auf welche eine Schicht flacher Zellen mit körnigem Inhalt und ziemlich starken, weissen Wänden folgt. An diese Zellen setzt das umgebende chlorophyllhaltige Mesophyll an. Die Epidermiszellen, welche über dem Secretbehälter liegen, sind flacher als die angrenzenden. Das flüchtige Oel lässt sich leicht mit Alcohol entfernen. — Oberflächenschnitte am Grunde des gemeinsamen Blattstiels zeigen die Epidermis gestreckter und auf Ober- wie Unterseite von Spaltöffnungen unterbrochen. Auch die Oelbehälter fehlen hier nicht. Unter der Epidermis folgt eine Schicht gestreckter collenchymartiger Zellen, dann erst das chlorophyllhaltige Gewebe. Im Querschnitt sieht man die Epidermis an der Aussenseite stark verdickt, dann die einfache Schicht verdickter Collenchymzellen, diese Schicht fehlt nur unter den Spaltöffnungen. Die zwei bis drei Schichten palissadenartig gestreckter grüner Zellen sind ziemlich gleichförmig im ganzen Umkreis entwickelt, doch lockerer an der Unterseite. An diese schliessen einige runde, grüne und dann farblose Zellen an, die nach innen zu grösser werden. In diesem inneren Cylinder aus farblosen Zellen laufen die Gefässbündel, das stärkste in der Mediane der Unterseite genähert, die andern im Umkreis beiderseits an Grösse abnehmend, mit nach der Mitte des Blattstiels gekehrten Holztheilen. Die grösseren dieser Gefässbündel sind nach aussen mit Strängen von Sklerenchymfasern versehen. Augenscheinlich hat in diesen Gefässbündeln auch die Thätigkeit des Cambiums länger angehalten und nach innen secundäres Holz, nach aussen secundären, dünnwandigen Bast geliefert. Nur in den inneren Theilen des Gefässbündels sieht man grössere Gefässe, in den äusseren Theilen nur noch behöft getüpfelte Tracheïden.

Als zweites Untersuchungsobject wählen wir die Blätter von **Fagus silvatica**. Ein dünner Schnitt ist hier, der geringen Dicke der Blätter wegen, weniger leicht zu erhalten. Man wird gut thun, recht schmale Streifen des Blattes zwischen die beiden Holundermarkstückchen einzuklemmen. Nur die Epidermis der Unterseite trägt Spaltöffnungen. An die Epidermis der Oberseite (*ep* Fig. 88) setzt in Blättern aus sonnigen Standorten eine Schicht langgestreckter Palissadenzellen (*pl*) an. Diese Palissadenzellen sind mehr oder weniger vollständig, durch Intercellularräume von einander getrennt. Sie neigen nach unten büschelweise zusammen und an jeden Büschel setzen ein bis mehrere trichterförmig erweiterte Schwammparenchymzellen (*sp'*) an. Diese sind mit gestreckten Schwammparenchymzellen zu einem lockeren Netze verbunden, das bis an die Epidermis der Unterseite (*ep''*) reicht.

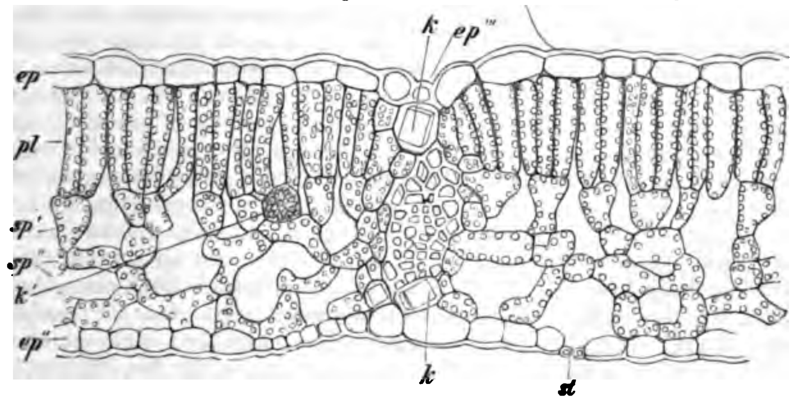


Fig. 88. Querschnitt durch das Blatt von Fagus silvatica. *ep* Epidermis; *pl* Palissadenparenchym; *sp* Schwammparenchym; *k* krystallführende Zellen, in *k'* eine Krystalldruse; *st* Spaltöffnung. Vergr. 360.

Einzelne chlorophyllfreie Zellen mit einer Krystalldruse (*k'*) sind den Schwammparenchymzellen eingeschaltet. Der Hauptnerv und die Seitennerven erster Ordnung springen aus der unteren Blattfläche als Blattrippen stark hervor. Der vorspringende Theil ist etwa noch einmal so dick wie die übrigen Theile des Blattes. Das Gefässbündel ragt in die vorspringende Rippe hinein. Letztere wird von gestreckten Epidermiszellen bedeckt, auf welche gestreckte collenchymatische Zellen folgen. An diese schliessen Zellen an, die je einen einfachen Krystall führen und dann die mehrschichtige Lage aus Sklerenchymfasern, welche das ganze Gefässbündel umscheidet. An der Oberseite ist über dem Gefässbündel die Palissadenschicht an einer schmalen Stelle unterbrochen und durch Collenchym ersetzt, auf welches ein schmaler Streifen gestreckter Epidermiszellen folgt. Eine Schicht chlorophyllhaltiger Zellen umscheidet die Sklerenchymscheide und an diese setzen die Schwammparenchymzellen an.

Die Rippen repräsentiren das mechanische System der Blätter, welche biegungsfest gebaut sein müssen. Die Träger sind gleichmässig in der Blattfläche orientirt, die Tragebene steht senkrecht zu dieser Fläche. Die Oberfläche des Blattes ist hauptsächlich auf Zug, die Unterseite auf Druck gespannt. Die Träger sind in dem vorliegenden Falle I förmig gestaltet, das Gefässbündel bildet die Füllung des Trägers. Die Leistungsfähigkeit der auf Druck gespannten unteren Gurtung wird durch möglichst tiefes Hinausrücken derselben aus der unteren Blattfläche erhöht, daher die vorspringenden Blattrippen. Die Blattlamina wird durch die Nerven straff angespannt und erhält durch dieselbe auch die nöthige Festigkeit, die sie vor dem Zerreissen schützt.[1])

Kleinere Gefässbündel, wie dasjenige in dem vorstehenden Bilde, werden nur an der Ober- und Unterseite von einigen Sklerenchymfasern begleitet. Die letzten Bündelauszweigungen sind ohne sklerenchymatische Begleitung direct im ganzen Umkreis von der Parenchymscheide umgeben. Die kleineren Gefässbündel werden an der Holz- und Bastseite von den krystallführenden Zellen (*k*) begleitet. Ueber und unter ihnen sind die Epidermiszellen etwas gestreckt und bilden schwach vertiefte Streifen. Den Epidermiszellen über den Nerven entspringen lange, sklerenchymfaserähnliche Haare, welche aber am ausgewachsenen Blatte grösstentheils abgeworfen sind.

Unschwer wird man feststellen können, dass die Buchenblätter an sonnigen Standorten besonders dick sind, um so dünner aber werden in je tieferem Schatten sie wachsen.[2]) Die Dickenzunahme trifft, wie die mikroskopische Untersuchung zeigt, das Palissadenparenchym, das sich sehr bedeutend strecken und mehrschichtig werden kann. Das Palissadenparenchym ist eben das für starke Lichtintensitäten angemessene Gewebe, während das Schwammparenchym für geringe Intensitäten passt. In den Palissadenzellen sieht man die Chlorophyllkörner nur in der Profilstellung, das heisst an den gestreckten Seitenwänden vertheilt und dort, je nach der Intensität der Beleuchtung, nur etwas mehr oder weniger in das Zelllumen hineinragend. In den Schwammparenchymzellen hingegen können die Chlorophyllkörner je nach der Intensität der Beleuchtung Flächenstellung oder Profilstellung zeigen, das heisst die der Blattoberfläche parallelen oder zu ihr senkrechten Flächen einnehmen. Die Chlorophyllkörner der Palissadenzellen werden zunächst von den Lichtstrahlen getroffen; während die Schwammzellen nur das durch Absorption in den Palissadenzellen geschwächte Licht erhalten. Dieser Nachtheil wird nun zum Theil durch die in den Schwammparenchymzellen mögliche Flächenstellung ausgeglichen. Wird aber die Intensität der Beleuchtung für das Schwammparenchym zu gross, so nehmen seine Chlorophyllkörner Profilstellungen ein. In Buchenblättern, die im intensivsten Sonnenlichte sich entwickelten, wird nun fast das ganze grüne Gewebe von Palissadenparenchym gebildet, während die im Verhältniss etwa dreimal dünneren Blätter, die im tiefen

Schatten erwuchsen, fast nur Schwammparenchym aufzuweisen haben.

Doch noch einige andere physiologische Betrachtungen wollen wir an unsere morphologische Untersuchung anknüpfen[3]) und deren Richtigkeit an dem mikroskopischen Bilde prüfen.

In bestimmt gefärbten Chromatophoren, bei den höher organisirten Pflanzen ausschliesslich in den grün gefärbten Chlorophyllkörnern, findet die Kohlenstoffassimilation statt. Also nur diese gefärbten Plasmakörper sind befähigt, im Lichte hinlänglicher Intensität die Kohlensäure und das Wasser zu zerlegen und aus denselben kohlenstoffreiche Verbindungen darzustellen. Dieser Vorgang wird sich ganz vorwiegend in den Palissadenzellen abspielen und lassen sich dieselben daher physiologisch als ganz vorwiegend assimilatorische Zellen bezeichnen. Die Palissadenzellen sind nun, wie wir bereits gesehen, seitlich mehr oder weniger vollständig von einander getrennt und neigen nach innen büschelförmig zusammen. So werden denn die assimilirten Stoffe nicht seitlich von Zelle zu Zelle abgegeben werden, vielmehr den Weg in das Innere des Blattes einschlagen. Hier schliessen an die Büschel der Palissadenzellen die oft an der Ansatzstelle trichterförmig erweiterten Schwammparenchymzellen an (*sp'* Fig. 87 und 88) die ihrer Function nach physiologisch als Aufnahme- oder Sammelzellen gelten können. Die weiteren Schwammparenchymzellen (*sp''* Fig. 87 und 88) könnten von demselben Gesichtspunkte aus Zuleitungszellen heissen. Dieses Gewebe bildet aber gleichzeitig auch weitere Luftlücken, die mit den Athemhöhlen der Spaltöffnungen in Verbindung stehen, es ist somit auch „Durchlüftungsgewebe"; auch „Transpirationsgewebe", da an der Oberfläche dieser Zellen nach den Intercellularräumen hin besonders ausgiebige Verdunstung stattfinden muss. Auch ist das Sammel- und Zuleitungsgewebe seines Chlorophyllgehaltes wegen noch Assimilationsgewebe. Die Schwammparenchymzellen setzen an die Parenchymscheiden des Gefässbündels an. Sie führen denselben in letzter Instanz die assimilirten Stoffe zu, die zum Theil in der Parenchymscheide selbst, zum Theil in dem Basttheil des Gefässbündels abgeleitet werden: daher letztere hier ableitende Stränge repräsentiren. Diese Gefässbündel sind aber zugleich zuleitende Stränge für das Wasser, das in dem Holztheil geführt, von diesem aus an das umgebende Gewebe abgegeben wird und sich zum Theil in der als Wasserreservoir fungirenden Epidermis sammelt. Das ableitende Gewebe der Parenchymscheide der Gefässbündel ist es, das mit stark verdickten, der Festigung dienenden „mechanischen" Zellen zugleich das Gewebe der vorspringenden Blattrippen, als „Nervenparenchym" bildet. Dieses Nervenparenchym setzt sich in das Grundgewebe des Blattstiels fort, das, wie wir bei Ruta gesehen, ganz vorwiegend nur aus den zuleitenden respective ableitenden und den mechanischen Elementen aufgebaut wird. Assimilatorische Zellen spielen in demselben nur eine untergeordnete Rolle.

Ein Flächenschnitt des Blattes von Ficus elastica, der uns die Epidermis der Oberseite vorführt, zeigt an den dickeren Stellen, die auch das unterliegende grüne Gewebe fassten, weisse runde Flecke. Als weisse Stränge zeichnet sich ausserdem das über den Gefässbündeln befindliche Gewebe. Die Epidermiszellen erscheinen klein, ohne Spaltöffnungen; über den hellen Kreisen sind sie concentrisch um einen Mittelpunkt gruppirt. Die Epidermis der Blattunterseite ist ohne die hellen Flecke, nur die Nerven zeichnen sich hier als helle Stränge. Auf die Spaltöffnungen führen tiefe, oben von einem Ring umfasste Grübchen. Der Querschnitt zeigt uns an diesem Blatte eine sonst nicht eben häufige Eigenthümlichkeit, nämlich an Ober- wie Unterseite das Vorhandensein einer dreischichtigen Epidermis. Dieselbe geht, wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, durch tangentiale Theilungen aus einer ursprünglich einfachen Zellschicht hervor. Die Epidermis der Oberseite besteht aus einer kleinzelligen, äusseren Schicht mit stark nach aussen verdickten Wänden, einer zweiten, etwa doppelt so hohen und breiten Schicht und einer dritten, deren Zellen wieder etwa doppelt so hoch und durchschnittlich breiter als diejenigen der zweiten sind. Alle diese Zellen sind chlorophylllos, mit flachen, unregelmässig vertheilten Tüpfeln, sehr dünnem Protoplasmaschlauch, mit Zellkern und farblosem Zellsaft versehen. Sie repräsentiren ein kräftig entwickeltes Wasserreservoir bei dieser Pflanze. Einzelne Zellen der dritten Schicht sind bedeutend angeschwollen, ragen nach innen in das grüne Gewebe hinein, während nach aussen die Zellen der zweiten Schicht über ihnen abgeflacht erscheinen. Diese grossen Zellen sind es, die in der Oberflächenansicht als helle Flecken erscheinen. So weit nicht durch das Messer beim Schneiden herausgerissen, sieht man in jeder dieser Zellen einen traubenförmigen Körper, den sogenannten Cystolithen, an einem Stiele hängen. In besonders günstigen Fällen ist festzustellen, dass der Stiel auf eine Trennungswand der über ihm liegenden Zellen der zweiten und auch der ersten Schicht trifft. Die Insertionsstelle des Stieles ist nämlich der Mittelpunkt, der uns in Flächenansicht auffiel und um welchen wir die Epidermiszellen gruppirt sahen. Die Zellen der ersten und zweiten Schicht entsprechen sich hier in ihrer Anordnung, unter ihnen liegt die eine grosse Zelle der dritten Schicht, in welcher somit die diesbezüglichen Zelltheilungen unterblieben. Der Stiel ist kürzer oder länger, oft hin und her gekrümmt und knorrig, er trägt den ellipsoidischen, mit brustwarzenförmigen Vorsprüngen versehenen Körper. In jeder dieser Warzen ist ein centraler Punkt, scheinbar ein Porus zu erkennen. Diese Cystolithen sind mit kohlensaurem Kalke sehr stark incrustirt; lässt man Essigsäure auf den Schnitt einwirken, so wird der Cystolith von derselben rasch angegriffen. Es entweicht Kohlensäure und der Cystolith erscheint alsbald als ein festonirt contourirter, deutlich geschichteter Körper. Die concentrischen Schichten beziehen sich auf den Stiel als gemein-

samen Mittelpunkt; sie zeigen sich von fadenartigen Strängen durchsetzt, die sich in ihrem Verlauf fortgesetzt gabeln und in den Vorsprüngen enden, welche den Warzen entsprechen. Mit Chlorzinkjodlösung färbt sich der Körper schmutzig bis rein violett. An der Epidermis der Unterseite sind die drei Schichten weit weniger an Grösse verschieden, doch nimmt auch hier das Volumen der Zellen von aussen nach innen zu. Die Schliesszellen der Spaltöffnungen sind an der Grenze zwischen der zweiten und dritten Epidermisschicht inserirt. Auf die Epidermis der Oberseite folgt eine dreifache Schicht gestreckter, chlorophyllreicher Palissadenzellen. Die Zahl derselben nimmt aber in den aufeinanderfolgenden Schichten ab; sie neigen büschelförmig zusammen. An die Epidermis der Unterseite setzt ebenfalls eine Palissadenschicht an, doch nur einfach und aus kürzeren Elementen. Unter den Spaltöffnungen ist diese Schicht unterbrochen. Zwischen den Palissadengeweben der Ober- und Unterseite ist das Schwammparenchym ausgespannt. Es setzt an die Büschel der Palissadenzellen an und bildet ein weites Netzwerk mit lufterfüllten Maschen. Die Gefässbündel, wie auch sonst in Blättern, ihren Holztheil nach oben, ihren Basttheil nach unten kehrend, zeigen sich von der Basttheilseite von Sklerenchymfasern gestützt und von einer Parenchymscheide umgeben, an welche die Schwammparenchymzellen ansetzen. Ueber den grösseren Gefässbündeln ist das Palissadenparenchym der Ober- und der Unterseite unterbrochen, daher der Verlauf dieser Gefässbündel sich als chlorophyllloser Streifen in der Flächenansicht zeichnet. Auch hier werden die Gefässbündel von krystallführenden Zellenzügen begleitet.

Manche instructive Besonderheiten bieten die Blätter der Gräser. Wir wollen das gemeinste aller Gräser, das zu jeder Jahreszeit zur Verfügung steht, nämlich Poa annua als Beispiel wählen. Trotz der geringen Dicke dieser Blätter sind brauchbare Präparate nicht eben schwer zu erhalten, weil sich das Gewebe sehr gut schneiden lässt. Bei Herstellung des Querschnittes dürfte es sich empfehlen, das Blatt natürlich zusammengefaltet zwischen Holundermark zu spannen. Die Flächenschnitte sind für kurze Zeit in Alcohol unterzutauchen, um die Luft aus denselben zu entfernen. — Wir betrachten zunächst Flächenansichten der Epidermis der Oberseite. Die Epidermiszellen sind parallel der Längsaxe des Blattes gestreckt, in der Mitte breiter, in fortlaufende Längsreihen angeordnet. Diesen sind eingeschaltet die Spaltöffnungsapparate, bestehend in der für Gramineen charakteristischen Weise, aus den beiden Schliesszellen und zwei gleich langen Nebenzellen. Stellenweise unterblieb die Theilung und wir finden an der Stelle des Spaltöffnungsapparates eine einfache, entsprechend grosse Oberhautzelle. Zu beiden Seiten einer medianen, etwas vorspringenden Rippe, fallen zwei dieser etwa gleich breite, aus weiteren, doch kürzeren Epidermiszellen gebildete Streifen auf. Ausserdem sieht man helle, weit schmälere Streifen, in denen die Epidermiszellen sehr geringe Breite besitzen. Bei tieferer Einstellung treten die grünen Zellen mit elliptischer

Durchschnittsansicht hervor. Die längere Axe der Ellipse liegt quer. Die Zellen sind, mit geringen Contactflächen, in longitudinale und transversale Reihen angeordnet. Unter den schmalen Epidermiszellen liegen Sklerenchymfasern. Dreht man den Schnitt um, und betrachtet ihn von innen, so bemerkt man, dass die Zellen der zweitinnern, grünen Schicht des Mesophylls noch stärker in querer Richtung gestreckt sind und perlschnurförmig, ganz vorwiegend nur in dieser Richtung zusammenhängen, quer ausgespannte Schnüre zwischen den Gefässbündeln bildend, an deren chlorophyllhaltige Scheiden aus gestrecktem, lückenlos verbundenem Parenchym sie ansetzen. — Die Flächenansicht der Epidermis der Unterseite weicht nur darin von der entsprechenden Ansicht der Oberseite ab, dass die beiden Streifen an der Mittelrippe fehlen. Die Mittelrippe selbst springt hier sehr stark vor und wird von sehr schmalen Epidermiszellen bedeckt. An der Ober- und Unterseite, vornehmlich an letzterer fällt es auf, dass die Spaltöffnungen meist nur in der Nähe der durch die gestreckten Epidermiszellen ausgezeichneten Streifen zu finden sind. — Im Querschnitt erscheinen die chlorophyllhaltigen Zellen des Mesophylls annähernd von gleicher Gestalt, nur lassen die inneren Zellen grössere Intercellularräume zwischen sich, als die beiden an die Oberhäute anschliessenden Schichten. Die Verbindung der Zellen zeigt in dieser Ansicht wenig Regelmässigkeit. An dem Gefässbündel treten sie dichter zusammen. Auffallend ist es, dass die Epidermiszellen über und unter den Gefässbündeln, an der Mittelrippe nur unter dem Gefässbündel weit geringere Höhe als ihre Nachbarinnen besitzen. Diese Stellen entsprechen den Streifen, die wir in der Flächenansicht sahen und überall sind da die Epidermiszellen durch Sklerenchymfasern gestützt. Es sind nun diese Sklerenchymfasern nicht immer durch eine glatte Fläche gegen die anstossenden Epidermiszellen abgegrenzt, eine Beziehung dieser Zellen zu einander ist unverkennbar und in der That lehrt die Entwicklungsgeschichte, dass diese Sklerenchymfasern durch frühzeitige Theilung junger Epidermiszellen entstehen und somit an den betreffenden Stellen eine mehrschichtige Epidermis vorhanden ist. An der Unterseite der Mittelrippe ist dieses epidermale Sklerenchym besonders stark entwickelt. In der schwach rinnenförmigen Vertiefung zu beiden Seiten der Mittelrippe an der Blattoberseite finden wir auch die uns bereits bekannten grossen Epidermiszellen wieder. Es musste uns schon in der Flächenansicht auffallen, dass die Wände dieser Zellen oft verbogen sind; noch mehr fällt dies für die Seitenwände am Querschnitt auf. Diese Zellen sind die Charniere, an denen sich das Blatt faltet; schwellen sie in Folge von Wasseraufnahme an, so entfaltet sich das Blatt, sinken sie durch Wasserverlust zusammen, so legt sich das Blatt zusammen. Mit dieser Function hängt die bedeutendere Höhe dieser Zellen und die geringe Dicke ihrer longitudinal gestellten Seitenwände zusammen. Wir verlassen die Epidermis nicht, ohne uns auch noch den Bau der kleinen eingesenkten, zwischen zwei nur wenig höheren Nebenzellen suspendirten Schliesszellen anzusehen. Die Gefässbündel haben den uns für Gräser schon bekannten Bau. Das Gefässbündel der Mittelrippe erreicht die Epidermis nicht und ist von Mesophyll allseitig umgeben. Es besitzt eine einschichtige Sklerenchymscheide, an welche die Parenchymschicht anschliesst. Die der Sklerenchymscheide entsprechenden

Elemente sind an den kleinsten Bündeln nur noch an der Unterseite vorhanden und zeigen viel schwächere Verdickung. Mit den epidermalen Sklerenchymfasern hängen die mittelstarken Gefässbündel durch einige farblose Zellen zusammen. Die kleinsten Bündel zeigen diesen Zusammenhang nicht mehr und kann der sehr schmale epidermale Sklerenchymstreifen an der einen oder der andern Blattseite fehlen. Während dieses epidermale Sklerenchym sich hier sonst nur an die Gefässbündel hält, sehen wir je einen Strang desselben die beiden Kanten des Blattes einnehmen. — Der Anblick eines Längsschnittes durch das Blatt ist in sofern auch noch instructiv, als er, soweit das grüne Mesophyll getroffen wurde, zeigt, dass die Querstränge, zu welchen wir die Zellen schon in der Flächenansicht verbunden fanden, durch die ganze Dicke des Blattes gehen, somit vollständige Querplatten sind. Die an die Epidermis der Ober- und Unterseite angrenzende Schicht, die wir auch hier als Palissadenschicht bezeichnen können, hat etwas grössere und daher seitlich dichter an einander schliessende Zellen, das innere, vorwiegend zwei Zellen hohe Schwammparenchym hat stärker abgeflachte Zellen und daher grössere Intercellularräume. Auch wird wohl die eine oder die andere Lage der Palissadenschicht übersprungen, so dass eine Reihe von Schwammparenchymzellen an zwei Reihen von Palissadenzellen ansetzt.

Der Querschnitt durch das nadelförmige Blatt von Pinus silvestris[4]) zeigt Eigenthümlichkeiten, die eine gesonderte Betrachtung verlangen. Die Zellen der Epidermis sind fast bis zum Schwinden des Lumens verdickt, an den beiden Kanten des Blattes höher. Eine einfache Schicht hypodermaler Zellen stützt die Epidermis. Diese Schicht ist nur verdoppelt an den beiden Kanten; sie fehlt naturgemäss unter den Spaltöffnungen. Ihre Zellen sind weniger stark als diejenigen der Epidermis verdickt. Die Spaltöffnungen finden sich im ganzen Umkreis des Blattes; sie sind so weit vertieft, dass sie in gleicher Höhe mit den hypodermalen Zellen zu stehen kommen. Ihre Befestigungsstellen an der Aussenwand der Epidermiszellen sind verdünnt und bilden die Charniere. An die hypodermale Schicht stossen acht Harzgänge und zwar sind etwa sieben bis neun regelmässig an der Unterseite vertheilt, drei an der Oberseite, davon einer in der Mediane. Die beiden seitlichen der Oberseite sind, in den oberen Theilen des Blattes, von dem Hypoderma hinweg, etwas tiefer in das Gewebe des Blattes gerückt. Alle diese Harzgänge zeigen sich von einer Schicht dünnwandiger Zellen ausgekleidet und diese ist umfasst von einer Schicht fast bis zum Schwinden des Lumens verdickter Sklerenchymfasern. Diejenigen Harzgänge, die an das Hypoderm stossen, erhalten die äussere sklerenchymatische Umfassung meist von letzteren. Doch kann diese Umfassung hier auch doppelt sein. Im ganzen Umfang des Blattes läuft eine doppelte bis dreifache Lage chlorophyllhaltiger Zellen. Diese Zellen sind durch tief einspringende Leisten ausgezeichnet, welche den Nutzen haben, vielen Chlorophyllkörnern Platz an den Zellwänden zu schaffen. Die äussere Schicht

ist senkrecht gegen die Oberfläche gestreckt und hat nur auf ihrer Aussenfläche Leisten aufzuweisen, welche auch senkrecht gegen die Oberfläche gerichtet sind, wir wollen sie Armpalissadenschicht[5]) nennen. Die inneren Zellen sind isodiametrischer, mit allseitig einspringenden Leisten, zickzackförmigem Contour in Flächenansicht ohne Intercellularräume. Sie mögen Armschwammparenchym heissen. Unter jeder Spaltöffnung liegt eine kegelförmig sich nach unten zuspitzende Athemhöhle, die durch entsprechendes Zurückweichen einer einzigen Palissadenzelle entsteht. Das Innere des Blattes wird eingenommen von einer fast chlorophyllfreien Gewebsplatte, die gegen das chlorophyllreiche Gewebe der Umgebung durch eine Endodermis abgegrenzt ist. Die Zellen dieser Endodermis schliessen dicht an einander und sind durch grosse unbehöfte Tüpfel an den radialen Wänden ausgezeichnet. Zusatz von concentrirter Schwefelsäure zeigt uns, dass die radialen Wände der Endodermis verkorkt sind; sie resistiren dauernd der Einwirkung dieses Reagens. Die von der Endodermis umschlossene Gewebeplatte ist von zwei kleinen, etwas schräg gestellten Gefässbündeln durchzogen. Diese bestehen zu oberst aus einigen Schraubengefässen, dann aus radial angeordneten Tracheïden, dann aus radialen Reihen von dünnwandigen Bastelementen. Der Basttheil ist eben so stark wie der Holztheil. Durchschneidet man quer eine Nadel und taucht sie mit der Schnittfläche in Safraninlösung, macht dann in geringer Entfernung von der Schnittfläche einen feinen Querschnitt, so zeigt dieser den Holztheil der Gefässbündel und zwar nur diesen, schön carmoisinroth gefärbt. In dem Grundgewebe das von den beiden Gefässbündeln durchzogen wird, sind verschiedene Elemente zu unterscheiden. Erstens fast bis zum Schwinden des Lumens verdickte Sklerenchymfasern, welche in einfacher Schicht die beiden Gefässbündel an der Bastseite schützen, zwischen denselben zu einem Strange vereinigt sind und hier und da zerstreut sich zeigen; zweitens dünnwandige, nur Wasser führende, behöft getüpfelte Zellen und drittens ebenso gestaltete, doch mit lebendigem Inhalt versehene, ungetüpfelte Zellen. Die behöft getüpfelten und ungetüpfelten Zellen sind theilweise untermischt. Die behöften Tüpfel finden sich nur an denjenigen Wandflächen, mit welchen die getüpfelten Zellen auf einander stossen. Dass diese behöft getüpfelten Zellen selbst bei brennender Sonnenhitze mit Wasser erfüllt sind, davon kann man sich überzeugen, indem man eine Kiefer-Nadel im Freien unter Terpentinöl vom Baume abtrennt. Werden die Schnitte nun so ausgeführt, dass sie von Terpentinöl völlig umhüllt bleiben und unter Terpentinöl untersucht, so ist weder in den behöft getüpfelten Zellen, noch in dem Gefässbündel irgend eine Luftblase zu entdecken.[6]) Anders, wenn die Schnitte an der Luft ausgeführt werden. — Dass die behöft getüpfelten Zellen frühzeitig ihren lebendigen Zellleib einbüssen, ist uns aber schon an zahlreichen Beispielen entgegengetreten und wird somit durch dieses von neuem bestätigt; sie erhalten eben ihre wie Klappenventile gebauten

doppelt behöften Tüpfel, um der Wasserleitung zu dienen. — Die behöft getüpfelten Zellen schliessen an die innere Tracheïdenwand der beiden Gefässbündel an und umfassen das Gefässbündel von der Holzseite. Sie stehen in Verbindung mit allen den behöft getüpfelten Zellen, die zwischen die ungetüpfelten eingestreut sind. Sie bilden ihrer physiologischen Function nach ein Transfusionsgewebe, gehören dem Grundgewebe an und mögen hier als Gefässbündelsäume bezeichnet werden. Die Gefässbündel der Coniferen sind ohne die feineren Auszweigungen, welche uns meist in den Blättern zu begegnen pflegen; das Gefässbündelpaar in der Kiefernadel durchzieht, in einer axilen Gewebeplatte eingeschlossen, das Blatt und erschöpft sich allmählich in der Blattspitze und so wird denn durch die behöft getüpfelten Zellräume der Gefässbündelsäume einerseits, die nicht getüpfelten, lebenden Zellen andererseits der Zusammenhang mit dem parenchymatischen Blattgewebe in Hinsicht auf Wasserleitung und den Transport plastischer Stoffe vermittelt.

Legt man die Querschnitte in Safraninlösung, so färbt sich intensiv die Epidermis, das Hypoderm, die Endodermis und, mit Ausnahme des Bastes, die Wände aller Zellen der centralen Gewebeplatte. Histologisch interessant ist es, zu constatiren, dass an den Sklerenchymfasern der mittleren Gewebeplatte nur die primären Wände gefärbt erscheinen, nicht die starke Verdickungsschicht. Ungefärbt bleiben auch die Sklerenchymfasern um die Harzgänge. Deren Verdickungsschichten sind eben nicht verholzt. — Die Oberfläche der Nadel erscheint, schon mit der Loupe betrachtet, fein längsstreifig. Unter dem Mikroskop stellt man an Oberflächenschnitten fest, dass breitere grüne mit schmäleren farblosen Streifen abwechseln. Die farblos erscheinenden Streifen sind diejenigen, wo unter dem Hypoderma ein Harzgang liegt und die tiefer befindliche Chlorophyllschicht deckt. Doch sind es nicht diese Streifen, die man mit der Loupe als weisse Linien sieht; da präsentiren sie sich vielmehr als relativ breite, dunkle Streifen; die feinen weissen Linien der Loupenbilder sind durch die Spaltöffnungen veranlasst, welche, wie man unter dem Mikroskop constatirt, eine geradlinige Anordnung haben. Die Oberhautzellen zeigen etwas welligen Umriss, sie sind in der Längsrichtung gestreckt; in den Spaltöffnungsstreifen findet man sie kürzer und etwas breiter. Das Grübchen, das auf die Spaltöffnung führt, ist mit körniger Substanz erfüllt; will man die Schliesszellen sehen, so muss man den Schnitt mit der Unterseite nach oben legen. — An dem medianen Längsschnitt, den wir hierauf untersuchen, sieht die Epidermis sehr eigenthümlich wegen ihrer starken Verdickung, der vielen die Verdickungsschicht durchsetzenden Poren und der Abrundung der inneren Flächen der zwischen den Poren gelegenen Verdickungsmassen aus. Die Elemente des Hypoderma sind weniger stark verdickt, zeigen körnigen Inhalt und quere Wände. Die Fasern um den Harzgang erscheinen lang und zugespitzt. Die Aus-

kleidung des Harzgangs ist nicht anders als wir sie früher im Holz des Stammes kennen gelernt. In dem Chlorophyllgewebe ist aber eine Erscheinung auffallend. Während dasselbe im Querschnitt lückenlos verbunden war, zeigt es im Längsschnitt Luftlücken. Die über einander liegenden Zellstränge sind mehr oder weniger vollständig von einander getrennt und bilden somit Gewebeschichten, welche senkrecht gegen das Hypoderma und gegen die Endodermis gerichtet sind. Die Höhe der Zellen in diesen Schichten zeigt sich geringer als es ihre im Querschnitt sichtbare Breite war. Die Leisten präsentiren sich als der Längsaxe parallel gerichtete Striche. Die Endodermis führt reichlichen Inhalt, ihre Poren sind gut zu sehen. Sie besteht aus langgestreckten Zellen, deren Endflächen ebenso verkorkt sind, wie die radialen Seitenwände. Die verkorkten Wände der Endodermis bilden somit auch hier ein vollständiges Gitter, dessen Maschen verschlossen sind durch die unverholzten tangentialen Wände. Die inhaltsleeren, behöft getüpfelten Zellräume des Gefässbündelsaumes haben, so wie die ihnen untermischten inhaltführenden ungetüpfelten Zellen, die Gestalt nur relativ wenig gestreckten Parenchyms. Die Sklerenchymfasern der centralen Gewebeplatte sind so wie diejenigen um die Harzgänge gebaut. An Schnitten welche ein Gefässbündel trafen, kann man die Elemente desselben unschwer unterscheiden.

An die Betrachtung des Pinus-Blattes wollen wir diejenige der Blätter von Taxus baccata anknüpfen. Der Querschnitt zeigt die Epidermiszellen der Blattunterseite höckerig vorspringend. Zwischen diesen Zellen liegen die Spaltöffnungen und die Blattunterseite erscheint schon für das unbewaffnete Auge weit heller gefärbt als die Oberseite. Die Epidermiszellen der Oberseite haben glatte Flächen; sie lassen sich um die Seitenkanten des Blattes herum auf die Unterseite verfolgen, wo dann die höckerigen Oberhautzellen anschliessen. Auf die Epidermis der Oberseite folgen zwei Schichten von Palissadenparenchym, dann ziemlich lockeres Schwammparenchym, die Zellen desselben rücken zu einer continuirlichen, nur durch die Athemhöhlen der Spaltöffnungen unterbrochenen Schicht unter der Epidermis der Unterseite zusammen. In der Mediane des Blattes läuft das einzige Gefässbündel. Die Holz- und Bastelemente desselben sind in fortlaufenden Linien angeordnet. Die Tracheïden haben etwas gelblichen, die Bastelemente rein weissen Ton. Zwischen beiden sieht man deutlich die Cambiumschicht. In der Peripherie des Basttheils sind flachgedrückte Protophloëmelemente zu unterscheiden. An die obere und untere Fläche des Gefässbündels grenzen dicht verbundene, inhaltreiche Zellen, die nach aussen an Grösse zunehmen und mit einer Schicht grosser, chlorophyllhaltiger Zellen, welche bereits den Habitus der angrenzenden Schwammparenchymzellen haben, aber noch lückenlos verbunden sind, abschliessen. Die inneren, kleineren Zellen dieser Scheide spielen hier jedenfalls dieselbe Rolle wie die inhaltführenden in der centralen Gewebsplatte bei Pinus

An den beiden Rändern des Gefässbündels sitzen den Tracheïden Wasser führende, mit netzförmigen Verdickungsleisten und behöften Tüpfeln versehene Zellen an. Sie bilden den Gefässbündelsaum. Der Saum schliesst mit einer einfachen bis doppelten Zelllage an die Tracheïden des Gefässbündels an und wird, weiterhin anschwellend, etwa dreischichtig; seine Elemente nehmen gleichzeitig an Grösse zu. Wie die Elemente des Gefässbündelsaumes von Pinus sind auch diejenigen von Taxus dem Grundgewebe beizuzählen. Dort wie hier führen diese Zellen nur Wasser. Da diese Zellen sich im Bilde dunkler als die Umgebung zeichnen, so fallen sie leicht in die Augen. Die äussere grosszellige Schicht der Gefässbündelscheide setzt sich über den Gefässbündelsaum hin fort und schliesst ihn von dem Schwammparenchym ab. — Längsschnitte zeigen uns an der Blattoberseite, dass die innere Parenchymschicht grosszelliger als die äussere ist, ihre Zellen sind in der Längsrichtung von einander getrennt und vermitteln den Anschluss je einer grösseren Zahl äusserer Palissadenzellen an die Elemente des Schwammparenchym. Auch hier sind somit quer verlaufende Gewebsstreifen gezogen, welche senkrecht die Blattoberfläche und die Gefässbündelscheide treffen. An der Unterseite des Blattes spalten sich diese Gewebsstreifen, um an die zahlreicheren hypodermalen Zellen anzusetzen. Diese hypodermalen Zellen sind nach der Anschlussseite zu trichterförmig verschmälert. Die Zellen der Gefässbündelscheide sind tangential etwas gestreckt und auch in der Längsrichtung fest verbunden. Hat der Schnitt den Gefässbündelsaum getroffen, so kann man feststellen, dass die Zellräume desselben die parenchymatische Gestalt der angrenzenden Scheidenzellen haben. Die netzförmige Verdickung und die behöften Tüpfel sind nunmehr zu sehen. Die Tracheïden des Gefässbündels haben die für Taxus charakteristische, tertiäre Verdickung, in Gestalt von Ringen oder Schraubenbändern aufzuweisen. — Nicht ohne Interesse ist es, sich an einem Oberflächenschnitt die Höcker an den Epidermiszellen der Blattunterseite anzusehen. Diese Höcker sind wechselnder Gestalt und umgeben auch als abgeschlossene Wälle, die Grübchen die auf die Spaltöffnungen führen.

Anmerkungen zum XVII. Pensum.

[1]) Vergl. Haberlandt, in Encykl. d. Naturwiss. Hand. d. Bot. Bd. II, p. 614; J. v. Sachs, Vorlesungen über Pflanzen-Physiologie p. 59 ff.

[2]) Vergl. hierzu Stahl, zuletzt Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XVI, 1883; Ueber den Einfl. des sonnigen oder schattigen Standortes auf die Ausbildung der Laubblätter.

[3]) Vergl. hierzu Haberlandt, in Encykl. d. Naturw., Handb. d. Bot. II, p. 640.

[4]) Bertrand, Ann. d. sc. nat. Bot. V. Sér. B. XX; De Bary, Vergl. Anat. p. 395.

[5]) Haberlandt, l. c. p. 641.

[6]) Vergl. Max Scheit, Jen. Zeitschr. f. Naturwiss. Bd. XVI. Die Tracheïdensäume etc.

XVIII. Pensum.

Scolopendrium vulgare führt, wie andere Farnkräuter, Chlorophyllkörner in der Epidermis, es besitzt Spaltöffnungen nur auf der Unterseite des Blattes. Der Querschnitt, der uns von der Betrachtung der Gefässbündel her schon bekannt ist, zeigt das ganze Innere des relativ dicken Blattes von lockerem Schwammparenchym erfüllt. Die Zellen desselben bilden ein weitmaschiges Netz, das auch als solches unmittelbar an die Epidermis der beiden Blattflächen ansetzt. In diesem Gewebe sind die von uns bereits untersuchten collateralen Gefässbündel suspendirt; eine einfache bis doppelte Schicht fest anschliessender, chlorophyllhaltiger Zellen des Blattgewebes umscheidet sie lückenlos.

Wir wollen jetzt ein Blatt untersuchen, das im ganzen Umkreis gleich gebaut ist, und wählen hierzu eine monocotyle Pflanze. Derartige Blätter sind so gestellt, dass sie von allen Seiten gleichmässig vom Lichte getroffen werden. Flächenansichten der Blattepidermis von Allium Schoenoprasum zeigen denselben Bau und dieselben Spaltöffnungen auf Ober- und Unterseite. Auch das an die Epidermis anschliessende, chlorophyllhaltige Gewebe besteht beiderseits aus im optischen Durchschnitt elliptischen Zellen, deren grössere Axe in der Längsrichtung des Blattes liegt und die seitlich durch luftführende Intercellularräume annähernd isolirt sind. Der Querschnitt des mehr oder weniger stielrunden oder abgeflachten Blattes zeigt unter der an der Aussenseite oft stark verdickten Epidermis eine Schicht schwach palissadenförmig gestreckter Zellen und, an diese anschliessend, runder, weitere Intercellularräume bildender Zellen. In den nachfolgenden Schichten nimmt die Zahl der Chlorophyllkörner in diesen Zellen ab und sie bilden ein farbloses Gewebe. Dieses ist weiter nach innen zu meist zerrissen, so dass eine centrale Blatthöhlung entsteht. In der Peripherie des farblosen Gewebes, mit ihrem Basttheil in das grüne Gewebe tauchend, stehen die Gefässbündel. Sie kehren alle ihre Holztheile dem Blattinnern zu. Die morphologische Oberseite des Blattes ist an kleineren Gefässbündeln kenntlich. Diese Gefässbündel haben keine distincte Scheide; nur sieht man die angrenzenden Grundgewebselemente dicht um jedes derselben zusammenschliessen.

Sehr instructiv verhalten sich die Phyllodien der Acacia-Arten. Diese Phyllodien sind bekanntlich in der Richtung der Mediane verbreiterte Blattstiele[1]), auf welche allein das Blatt reducirt ist. Wir untersuchen die in jedem botanischen Garten cultivirte **Acacia longifolia**. Da das abgeflachte Phyllodium nicht eine Fläche, sondern eine Kante der Lichtquelle zuwendet, so ist es dementsprechend auch an beiden Seiten gleich gebaut. Die Epidermis führt gleichviel Spaltöffnungen auf beiden Seiten. Die Grübchen die nach den Spaltöffnungen führen, sind durch einen Ring geschützt, der an zwei Stellen unterbrochen ist, entsprechend der Trennungswand beider Schliesszellen. Stellenweise sieht man an der Epidermis einen kleinzelligen Hügel, der oft noch den Rest eines abgestorbenen Haares trägt. Der Querschnitt zeigt an den beiden Flächen unter der Epidermis eine doppelte Schicht gestreckter, chlorophyllreicher Palissadenzellen. Die Palissadenschichten fehlen nur an den beiden Kanten des Phyllodium. Stellenweise ist auch die äussere Palissadenschicht unterbrochen durch ein kleinzelliges Gewebe, dessen Scheidewände concentrisch um einen an der Epidermis gelegenen Punkt gruppirt sind. Dieser Punkt entspricht der Basis des schon erwähnten abgestorbenen, meist vollständig abgeworfenen Haares. Die concentrischen Schichten flacher Zellen haben die Aufgabe, diese abgestorbene Stelle abzuschliessen und sind dementsprechend verkorkt. Weiter wird das Palissadengewebe auch durchschnitten von den stärkeren Gefässbündeln, deren Sklerenchymscheide nur durch eine bis zwei Schichten enger, chlorophyllloser Zellen von der Epidermis getrennt erscheint. Das Innere des Phyllodiums, zwischen den Palissadenzellen, wird von einem farblosen Gewebe polygonaler, fast interstitienlos verbundener Zellen eingenommen. In diesem Gewebe liegen die kleinsten Gefässbündelzweige, welche die Palissadenschichten entweder gar nicht erreichen, oder an dieselben anlehnen, oder in dieselben mehr oder weniger tief vordringen, eingebettet. Die Gefässbündel sind auf die beiden Seitenflächen des Phyllodiums gleichmässig vertheilt, sie kehren ihren Holztheil nach innen, den Basttheil nach aussen. Nur die beiden stärksten Nerven, die am Phyllodium beiderseits vorspringen, werden stets von zwei correspondirenden Gefässbündeln gebildet, die andern Gefässbündel können auf einander treffen oder auch mehr oder weniger vollständig alterniren. Je kräftiger die Bündel, um so stärker die Sklerenchymfaserstränge auf ihrer Bastseite. Die Holztheile der aufeinander stossenden, stärksten Gefässbündel werden durch Sklerenchymfasern getrennt. Die letzten im farblosen Parenchym eingebetteten Auszweigungen der Gefässbündel sind ohne alle Scheidenelemente. An allen nicht umscheideten Stellen schliesst das farblose Parenchym dicht an die Elemente des Gefässbündels an. Auch hier werden die Gefässbündel von krystallführenden Zellen begleitet. Die Kanten des Phyllodiums nimmt je ein Gefässbündel ein, dessen Sklerenchymfaserstrang die Kante festigt.

Das Abwerfen der Laubblätter im Herbst erfolgt durch Vermittlung einer Trennungsschicht, die sich früher oder später während der Vegetationszeit ausbildet und welche das Gelenk des Blattstiels quer durchsetzt. Diese Trennungschicht ist die einzige Neubildung, die am Grunde des Blättchens eines zusammengesetzten Blattes und auch am Grunde des primären Blattstieles vieler Blätter (so derjenigen der Farne, doch auch vieler Phanerogamen) sich nachweisen lässt. Die Narbe wird dann erst später durch eine Korkschicht oder wie bei den Farnen, durch einfaches Zusammentrocknen der peripherischen Zellen verschlossen. In vielen andern Fällen wird aber vor Abwerfen der Blätter, am Grunde des primären Blattstiels, durch wenige Lagen rundlicher Zellen von der Trennungsschicht getrennt, ein Periderma ausgebildet, das nach Abwerfen des Blattes nur zu kräftigerer Entwicklung zu gelangen braucht.[2]) Wir wollen uns den Vorgang bei Aesculus Hippocastanum, während des Blattfalls, näher ansehen. Die Untersuchung ist an Alcohol-Material ebenso gut wie an frischem anzustellen. Die Trennungsschicht wie die Korkschicht liegen an der Stelle die sich äusserlich scharf als Grenze zwischen dem braunen Gewebe der Rinde und dem grünen des Blattstiels markirt; nach oben trifft diese Grenze den Winkel, den der Blattstiel mit der Achselknospe bildet. Wir heben den Blattstiel mit angrenzenden Theilen der Rinde vom Zweige ab und halbiren ihn median. Wir führen nun eine Anzahl zarter Längsschnitte mit dem Rasirmesser, wobei wir achten, dass einige derselben auch Gefässbündel treffen. Auf solchen aus frischem Material hergestellten, in Wasser untersuchten Längsschnitten, fällt die Korkschicht schon bei schwacher Vergrösserung als heller, bräunlicher Streifen, zwischen den sich stärker bräunenden Zellen der Rinde und des Blattstiels auf. An Alcohol-Material bleiben die Zellwände in der Rinde und dem Blattstiel farblos. Die Korkschicht ist namentlich an der Rindenseite deutlich rothbraun. Sie besteht aus sechs bis acht Zelllagen und schliesst an das Periderma des Zweiges mit ihren Rändern an. Ihr Phellogen liegt auf der Stammseite. Diese Korkschicht wird von den Gefässbündeln des Blattes durchsetzt. Durch einige Zellschichten von diesem Periderma getrennt läuft innerhalb der rundlichen Zellen des Blattstiels die nur wenige Zellreihen starke Trennungsschicht, an ihrer gelben Färbung, den frisch eingeschalteten Scheidewänden und dem reicheren Inhalt ihrer Zellen, die auch kleine Stärkekörner führen, kenntlich. Sie wird erst kurz vor Abwerfen der Blätter erzeugt, während das Periderma schon viel früher vorhanden war, und setzt sich auch durch die lebenden Elemente des Gefässbündels fort. Im Uebrigen sind die Zellen des Blattstiels von Reservestoffen fast vollständig entleert, sie enthalten, wie Jodbehandlung zeigt, nur noch Spuren von Stärke. Ebenso fehlt die Stärke, und zwar sowohl im Blatt als auch in der Rinde, innerhalb der Gefässbündel, wohl aber ist sie in der Rinde zahlreich im Umkreis der Gefässbündel vertreten. Die dünnwandigen Elemente der Gefässbündel sind da-

gegen mit stark lichtbrechenden Massen erfüllt, die sich mit Ueberosmiumsäure schwärzen und zu den Fetten und Oelen gehören. Werden frische Schnitte im Wasser untersucht, so fängt letzteres alsbald an von Aesculin, das aus der Rinde stammt, bläulich zu fluoresciren. Zahlreiche Zellen des Blattstiels enthalten Krystalldrusen, eventuell auch Einzelkrystalle von oxalsaurem Kalk. Mit Methylgrün-Essigsäure behandelte Präparate zeigen in den Zellen des Blattstiels Reste des Protoplasmaschlauches, der Zellkerne und Chlorophyllkörner. Die gelben Körner, in welche die Chlorophyllkörner zerfallen, verleihen dem Blatte die herbstliche Färbung. — Die Ablösung des Blattstiels erfolgt innerhalb der Trennungsschicht, deren Zellen sich gegen einander abrunden und so aus dem Verband treten; die Gefässbündel werden an der entsprechenden Stelle durchrissen. Die Blattnarbe ist von den rundlichen Parenchymzellen bedeckt, welche zwischen Trennungsschicht und Korkschicht lagen und erscheint daher zunächst grünlich. Diese Zellen bräunen sich und trocknen rasch an der Luft zusammen. Die freigelegten und durchbrochenen Elemente des Gefässbündels sterben ab und ihre Wände sowohl, als ihr Inhalt werden dunkelbraun. Unter diesen abgestorbenen Zellen bildet sich nunmehr auch im Gefässbündel ein Phellogen aus. Es entsteht durch Theilung aller mit lebendem Inhalt versehenen Elemente. In den Gefässen, die ohne protoplasmatischen Zellleib sind, unterbleibt selbstverständlich der Vorgang. Dieselben werden vielmehr von den sich theilenden Zellen alsbald zerquetscht. So entsteht eine völlig geschlossene Korkschicht, die weiterhin noch etwas an Dicke zunimmt, an der Blattnarbe. Zwischen den Zellreihen derselben lassen sich die flachgedrückten und langgezogenen Gefässenden auch späterhin erkennen. Die abgestorbenen Enden der ganzen Gefässbündel ragen aber, meist 5 bis 7 an der Zahl, an der schildförmigen Blattnarbe dauernd hervor. — Als ein besonders günstiges Object für das Studium des hier geschilderten Vorgangs, würde, wo zur Verfügung stehend, Gymnocladus canadensis zu empfehlen sein, eventuell auch Robinia Pseud-Acacia oder Populus dilatata. Die Ergebnisse der Untersuchung würden den hier geschilderten im Wesentlichen entsprechen. — Legt man kräftige Blätter von Gymnocladus canadensis, oder etwa von Ailantus glandulosa in einen feuchten, dunklen Raum, so werfen erstere schon nach 48 Stunden, letztere erst am vierten Tage, bei leisester Berührung ihre Blättchen.[3]) Längsschnitte durch die Insertionsstelle der Blättchen lehrt, dass sich an ihrem Grunde eine Trennungschicht ausgebildet hat. Eine solche Trennungsschicht kommt auch am Grunde des gemeinschaftlichen Blattstiels etwa am sechsten oder siebenten Tage zur Ausbildung. Es kommt aber unter diesen Verhältnissen nicht zur Bilduug eines Periderma unter der Trennungsschicht. Auch Fraxinus excelsior und Juglans regia lassen sich zu diesem Versuche verwenden.

Wir haben schon früher, in anderer Absicht, Querschnitte durch Knospen ausgeführt. Wir wollen auch jetzt wieder eine Knospe

von **Populus dilatata** vornehmen, um den Bau der Niederblätter, die als Schuppen die Knospe schützen, kennen zu lernen. Entsprechend ihrer abweichenden physiologischen Function, die nicht in der Assimilation sondern in dem Schutze der jungen Laubblattanlagen und des Vegetationspunktes besteht, haben diese Schuppen auch einen abweichenden Bau. Sie besitzen auf der Unterseite eine stark verdickte Epidermis und unter dieser ein ziemlich dickwandiges Gewebe aus rundlichen Zellen, deren äusserste Schicht, an den peripherischen Knospenschuppen, mit rothbraunem Zellsaft erfüllt ist. Dieser dient jedenfalls als Lichtschirm. Das Gewebe bleibt sich in der ganzen Dicke der Schuppen ziemlich gleich; einzelne Zellen führen Krystalldrusen. Die Epidermis der Innenseite ist in einem mittleren Theile der Schuppen mit braunem Inhalt erfüllt und secernirt den die Schuppen und Blattanlagen umgebenden und verklebenden gelben, harzreichen Balsam. Am Rande laufen die Schuppen in einen schmalen Saum aus, der schliesslich nur noch aus den beiden Oberhäuten besteht. Die Gefässbündel der Schuppen sind sehr schwach entwickelt, sie bestehen ganz vorwiegend nur aus dünnwandigen Zellen des Basttheils. Sie werden von engen Elementen des Mesophyll's umscheidet. Ein Blick in die inneren Theile der Knospe zeigt, dass die jungen Blattanlagen mit beiden Rändern vorwärts eingerollt sind und dass jede von zwei vor ihr stehenden Nebenblättern begleitet wird.

Die Schuppen an den Winterknospen von **Aesculus Hippocastanum** bieten nicht wesentlich abweichende Verhältnisse des inneren Baues dar. Doch ist es von Interesse, dass die äusseren Schuppen an ihrer Oberfläche mit einer Korkschicht bedeckt sind, eine Erscheinung, die uns bei Blättern noch nicht begegnet war. Diese Korkschicht ist es hier, deren Zellen zum Theil rothbraunen Zellsaft führen. Die weiter nach innen gelegenen Schuppen haben keine Korkschicht aufzuweisen und zeigen entweder auf der Innenseite oder den beiden Seiten die schon früher von uns untersuchten knopfförmigen Zotten. Die Zellen des Mesophylls sind in den Knospenschuppen der Rosskastanien noch stärker als in den Knospenschuppen der Pappel verdickt. Die Gefässbündel erscheinen im Holztheil sehr schwach entwickelt, nur wenige enge Ring- und Schraubengefässe lassen sich in demselben nachweisen; der Basttheil dagegen ist kräftig und zeichnet sich durch auffallend weite Siebröhren aus. Diese Erscheinung mag damit zusammenhängen, dass es sich hier, wo die Verdunstung so gut wie aufgehoben ist, nur um die Zufuhr sehr geringer Mengen von Wasser, wohl aber um die Zuleitung grösserer, für die Harz- und Gummibereitung nothwendiger Massen plastischer Stoffe handeln dürfte. Die Leitung des Wassers fällt aber dem Holztheil, diejenige plastischer Stoffe zum grossen Theile dem Basttheile des Gefässbündels zu. Die jungen in der Knospe eingeschlossenen Laubblätter sind mit langen hin und her gekrümmten Wollhaaren bedeckt, welche die Zwischenräume vollständig ausfüllen. So sind

die jungen Blätter möglichst vollkommen vor dem Einfluss der Atmosphärilien geschützt.

Wir wollen auch den Gefässbündelverlauf und die Gefässbündelendigungen[1]) in einem Laubblatte verfolgen und wählen als Beispiel die relativ dünnen Blätter der jetzt überall verwilderten Impatiens parviflora. Diese Blätter werden zunächst in absolutem Alcohol gehärtet und entfärbt und dann entsprechend grosse Stücke in ein Gemisch von drei Theilen Terpentin und einem Theile Kreosot, oder in ein Gemisch von Kreosot und Alcohol oder in reines Phenol (Carbolsäure) eingelegt. Das Blatt wird alsbald so durchsichtig, dass man jeden optischen Durchschnitt desselben einstellen kann. Die dem Alcohol entnommenen Blätter lassen sich auch mit Kalilauge kalt oder in der Wärme durchsichtig machen, doch stehen die erhaltenen Bilder den nach den erst genannten Methoden gewonnenen nach. Recht gute Effecte lassen sich hingegen auch durch Einlegen der Alcoholpräparate in Nelkenöl (weniger gut in Citronenöl) oder in Chloralhydrat erzielen. — Wir legen das Blattstück mit der Unterseite nach oben und sehen zunächst die aus stark gebuchteten Zellen gebildete Epidermis mit ihren Spaltöffnungen; dann ein sehr weitmaschiges Schwammparenchym; dann die im optischen Schnitt runden Palissadenzellen, dann die Epidermis der Oberseite, die so wie diejenige der Unterseite gebuchtet, doch ohne Spaltöffnungen ist. Das Palissadenparenchym ist sehr reich an entfärbten Chlorophyllkörnern, während solche im Schwammparenchym nur spärlich vertreten sind. Stellenweise sind im Schwammparenchym lange spindelförmige Zellen suspendirt, die in ihrem Innern eine spindelförmige, stark lichtbrechende Schleimmasse zeigen, in welcher ein Raphidenbündel liegt. In jüngeren Blättern findet man diese oft in der Entwicklung begriffen. Das Blatt ist von einem starken Mittelnerven durchsetzt, an welchem kräftige Seitennerven erster Ordnung ansetzen. Der Mittelnerv endet in der Blattspitze, die Seitennerven erster Ordnung laufen an dem Blattrand, dem sie eine Zeit lang folgen, um mit andern Nervenzweigen dann zu anastomosiren. Von diesen Seitennerven erster Ordnung entspringen in deren ganzem Verlauf Seitennerven zweiter Ordnung und diese geben successive Zweige noch höherer Ordnungen ab. Je höher der Grad der Verzweigung, um so dünner die Nerven, welche schliesslich auf nur wenige, ja selbst nur ein Ringgefäss reducirt werden. Diese letzten Gefässbündelauszweigungen liegen im Schwammparenchym; sie anastomosiren mit einander zu einem feinen Netze, endigen zum Theil auch blind. Auch wo das Gefässbündel auf ein einziges Ringgefäss reducirt ist, bleibt letzteres von einer einfachen Schicht fest aneinander schliessender, in der Richtung des Gefässbündelverlaufs gestreckter Parenchymzellen umgeben. Es ist das die uns bekannte Parenchymscheide und wir sehen dieselbe auch vor dem Gefässbündelende zusammenschliessen. An die Zellen dieser Scheide setzen die Schwammparenchymzellen an. Nur die aller-

letzten Gefässbündelauszweigungen bestehen aus Ringgefässen allein, sonst findet man am Gefässbündel, nach der Blattunterseite hin, einige schmale, dünnwandige Schläuche, welche dem Basttheil angehören. Die grösseren Gefässbündel werden von zahlreichen Krystallschläuchen begleitet. Soweit diese Gefässbündel an der Blattunterseite vorspringen, sind sie von gestreckten, geradwandigen Epidermiszellen bedeckt. Ein entsprechender, doch weit schmälerer Streifen gestreckter Epidermiszellen findet sich über solchen Gefässbündeln auch an der Blattoberseite. Ein Gefässbündelzweig tritt in jeden Zahn des Blattrandes ein und schwillt hier etwas an. Der Zahn ist an seiner Spitze abgestorben und gebräunt, in der Jugend trug er eine secernirende Drüsenzotte. Am Grunde des Zahnes sind einige solche, besonders kräftig entwickelte und ausgegliederte Papillen noch im fertigen Zustande des Blattes, wenn auch meist abgestorben, zu sehen. Die Zellen des Blattrandes sind an ihrer Aussenseite stärker verdickt und springen etwas papillenartig vor. — Bei Betrachtung der durchsichtig gemachten Blatttheile fällt es bereits auf, dass ein Theil der Schwammparenchymzellen abweichenden, stärker lichtbrechenden und anders gefärbten Inhalt führt; dieses wird noch auffallender an Blattstücken, die man in Corallin-Soda einlegt. Diese hierauf in Wasser untersucht, lassen Theile des Schwammparenchyms als blass bräunlichgelb gefärbte Netze hervortreten, welche als solche an die Parenchymscheiden der Bündel ansetzen. Diese Schwammparenchymzellen führen auch weniger Chlorophyllkörner und zeigen, dass eine weitergehende Theilung der Functionen, als sich bis jetzt angeben lässt, in diesem Gewebe durchgeführt ist.

Wir hatten bei früherer Gelegenheit schon die Wasserporen über den Enden der Hauptnerven von Tropaeolum majus untersucht. Wir stellen jetzt ihr näheres Verhältniss zu dem inneren Blattgewebe fest. An Stücken vom Rande nicht zu dicker Blätter constatiren wir unschwer, dass an den Stellen, wo die Wasserporen liegen, die Zellen des Mesophylls dichter zusammenschliessen. Die Beobachtung wird erleichtert, wenn man die Blattstückchen vor der Untersuchung in Alcohol taucht und so die der Oberfläche anhaftende Luft austreibt. Die Stellen, welche die Wasserporen tragen, treten jetzt als hellere, nach dem Blattrande zu sich erweiternde Gewebspartien hervor. Die Ansichten der Blattunterseite und der Blattoberseite geben hier ziemlich übereinstimmende Bilder; sie zeigen das betreffende Mesophyll aus etwas grösseren gebuchteten Zellen gebildet, die nur relativ kleine Intercellularräume zwischen sich lassen. Diese Zellen führen Chlorophyll und gehen weiterhin in das anstossende Palissaden- und Schwammparenchym über. Ein der Athemhöhle entsprechender Raum befindet sich unter jeder Wasserpore. Die Zahl der letzteren schwankt; meist sind eine oder drei grosse und einige kleinere vorhanden. — Um die Beziehungen zum Gefässbündel aufzuklären, legen wir Blattstücke, die durch längeres Liegen im Alcohol entfärbt wurden,

in Carbolterpentin, wo sie alsbald ganz durchsichtig werden. Gilt es rasch zum Ziele zu kommen, so lassen sich auch Stücke frischer Blätter durch Kochen in Kali, auf dem Objectträger unter Deckglas, durchsichtig machen und geben, mit Alcohol vorsichtig ausgewaschen, gute Bilder. Man stellt an solchen Präparaten nunmehr fest, dass die Hauptnerven und die kräftigen, aus zahlreichen Anastomosen hervorgegangenen Randnerven in dem Gewebe unter den Wasserporen erlöschen. Sie schliessen mit kurzen Schraubengefässen ab, die sich zwischen die Zellen dieses Gewebes einschieben. Während weiterhin im Blatt, ähnlich wie bei Impatiens, die Gefässbündelenden von einer einfachen Parenchymscheide umschlossen sind, nimmt das unter den Wasserporen befindliche Gewebe deren Stelle ein. Wir wollen dieses Gewebe daher als Decke des Gefässbündelendes oder als Epithema[5]) bezeichnen. Ueber dem Epithema liegen somit die Wasserspalten und zwar entweder eine,

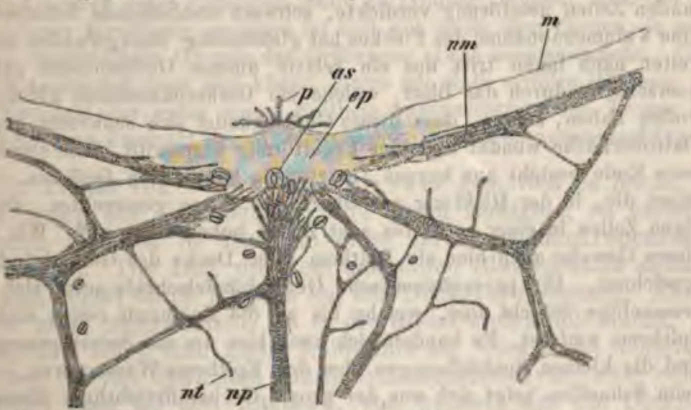


*Fig. 89. Randpartie aus einem kräftigen Blatte von Tropaeolum majus, in Alcohol entfärbtes Blatt, mit Carbolsäure durchsichtig gemacht. *m* Blattrand; *p* Haare; *ep* Epithem; *as* Wasserspalten; *nm* Randnerven; *np* Hauptnerv; *nt* eine Nervenendigung. Vergr. 45.

die dem Ende des Hauptbündels und der beiden Randbündel gemeinsam ist, oder wie häufiger und in der hier beigefügten Fig. 89 dargestellt ist, je eine Wasserpore über diesen drei Bündelenden. Meist kommen noch einige andere kleinere Spaltöffnungen ausserhalb des Epithems, doch in dessen Nähe sich haltend, hinzu; sie folgen dem Verlauf der Gefässbündel (vergl. die Figur). Diese letzteren Spaltöffnungen haben inhaltreichere Schliesszellen, zeigen oft lufterfüllte Athemhöhlen und dürften, zum Theil wenigstens, als Luftspalten fungiren.

Eine ganz eigenthümliche Endigung zeigen die Gefässbündel im Blatt der in den Gewächshäusern botanischer Gärten sehr verbreiteten Crassula arborescens. Das Blatt erscheint an der Oberseite fleckig und eben diese Flecken entsprechen den Gefässbündelenden. Flächenschnitte lassen die Flecken als rund umschriebene Stellen hell hervortreten, weil unter

[illegible] die Luft in den Geweben [illegible]. Ihre Epidermis ist dicht mit Spaltöffnungen bedeckt, welche aber kleiner als die Spaltöffnungen der benachbarten Epidermis und ohne Athemhöhlen sind. Bei etwas tieferer Einstellung constatirt man, dass an die Epidermis dieser Flecke ein kleinzelliges, chlorophyllfreies Gewebe ansetzt, dessen äusserste Schicht stark lichtbrechenden Inhalt führt. Getrennt wird dieses kleinzellige Gewebe von dem chlorophyllhaltigen, [illegible] Parenchym der Umgebung durch eine Schicht grösserer, lose aneinander schliessender, chlorophyllfreier Zellen, die auch stark lichtbrechenden Inhalt zeigen. Ueber den Zellen dieser Schicht fehlen alle Spaltöffnungen. Ein dicht unter der Epidermis geführter Flächenschnitt zeigt die Flecken gebildet von einem kleinzelligen, dünnwandigen Gewebe, das von der schon erwähnten grosszelligen Schicht umschlossen wird. Die kleineren Zellen haben glatte Wände, sind lückenlos verbunden und welchen selbst unter den Spaltöffnungen kaum [illegible]. Der nächstfolgende Flächenschnitt führt uns an Stelle der kleinen [illegible] Zellen [illegible] verdickte, schwach erscheinende Schläuche vor [illegible] Flecke [illegible] und sich weiter nach [illegible] dünne Gefässstränge [illegible] Blatt, welche [illegible] Gefässbündelenden glücklich getroffen [illegible] zeigen, dass diese Gefässstränge sich senkrecht gegen die [illegible] und [illegible] kegelförmig anschwillt. Sein [illegible] verdickten Gefässen. Diese [illegible] Richtung zur Oberfläche etwas gestreckten, dünnwandigen Zellen [illegible] acht Zellen hohen Lage auf. Wir müssen [illegible] auch hier als Epithem oder [illegible] Gefässbündelende [illegible]. Die [illegible] Gefässbündelscheide setzt sich in die grosszellige Schicht fort, welche bis an die Epidermis reicht und das Epithem umfasst. Es handelt sich auch hier um ein Secretionsorgan und [illegible] die kleinen Spaltöffnungen über dem Epithem Wasserporen. — Schon [illegible] dieser Organe [illegible] Wasser an. Werden die Schnitte mit [illegible] behandelt, so tritt in den meisten Zellen der [illegible]. [illegible] färbt sich der Inhalt [illegible] Zellen [illegible] sind es aber die durch ihren stark lichtbrechenden Inhalt ausgezeichneten [illegible] Zellen der Epithem [illegible] die [illegible] dann schwarz werden. [illegible] Reaction [illegible] ist hier.

Betrachten wir die [illegible] Blätter der Rosetten von Saxifraga [illegible] von der Oberseite, so fällt uns die weisse Färbung der [illegible]. [illegible] weisse Färbung [illegible] der Zähne [illegible] aufgelagert ist: [illegible] einer Auflagerung eine [illegible] die Krusten mit [illegible], wir [illegible] kohlensauren Kalk zu thun. — Wir [illegible] über den Bau dieser Secretionsorgane, [illegible] des Kalks mit Salzsäure [illegible] Längsschnitte [illegible] Blatt [illegible] die mit dem Rande [illegible] annähernd parallel zu der oberen Fläche der Zähne halten. Solche Schnitte zeigen

uns im Grunde der Grübchen eine kleinzellige Epidermis, welche meist zwei grosse Spaltöffnungen, hier somit auch Wasserporen, trägt. Die eine Wasserpore ist gewöhnlich grösser als die andere. An der Seite, nach der die Spitze des Zahnes liegt, ragen in das Grübchen von der Seitenwandung her einzelne Epidermiszellen kurz kolbenförmig vor. Die Wände dieser Kolben sind stark verdickt. Der nächstfolgende Schnitt zeigt uns ein sehr kleinzelliges, dünnwandiges, chlorophyllfreies Gewebe, von wesentlich demselben Bau wie das Epithem von Crassula. Auch hier ist eine Scheide um das Epithem vorhanden, doch sind die Zellen derselben wenig auffallend. Nächst tiefere Schnitte zeigen uns die Epithemzellen, zum Theil schon von Schraubengefässen umfasst und deren Gefässbündelenden von viel geringerem Durchmesser, die nur noch Schraubengefässe zeigen. Dabei fällt nothwendig auf, dass zwei Gefässbündelenden sich unter einem solchen Epithem vereinigen. Querschnitte durch das Blatt, die freilich in grosser Anzahl ausgeführt werden müssen, um die Chancen für das Treffen einer günstigen Stelle zu erhöhen, zeigen, dass der Epithemkörper birnförmig gestaltet ist und sich unter dem flachen, ja selbst etwas vorgewölbten Grunde des Grübchens etwas zusammenzieht. Unter den Wasserporen liegt eine kleine, öfters mit Kalk erfüllte Höhlung. Mit der Zweizahl der unter einem Epithem zusammentretenden Zweige mag die gewohnte Zweizahl der Wasserporen im Grübchen zusammenhängen.

Die Petala von Verbascum nigrum gestatten es leicht, die Verzweigung der Gefässbündel und deren Endigung zu verfolgen und auch Einblick in den Bau eines zarten Blumenkronenblattes zu gewinnen. Die Luft die dem hellgelben Blumenblatte anhaftet, lässt sich leicht durch Klopfen auf das Deckglas entfernen. Alcohol ist hier nicht anzuwenden, da er die Bilder undeutlich macht. Das Blumenblatt zeigt eine zarte Epidermis an Ober- und Unterseite und zwei bis vier Schichten von Schwammparenchym; zwei Schichten findet man an den Rändern, von welchen aus die Dicke zunimmt, bis dass die Vierzahl der Schichten erreicht ist. Die stärksten Gefässbündel sowohl, als auch ihre auf die Schraubengefässe reducirten feinsten Auszweigungen, sind von einer Schicht gestreckter, dünnwandiger Parenchymzellen umscheidet. Diese Parenchymscheide schliesst nach vorn über den Bündelenden zusammen. In den Zellen derselben ist Protoplasmaströmung zu beobachten. Die stark verzweigten Schwammparenchymzellen setzen an die Elemente der Scheide an. Namentlich hübsch ist der Anblick der Bündelenden, welche einen strahlenförmigen Anschluss des Schwammparenchyms an der Scheide zeigen.

Die Blumenkronenblätter von Papaver Rhoeas lassen sich auch, nachdem die Luft durch Klopfen auf das Deckglas entfernt wurde, ohne weitere Präparation studiren. Hier ist ausser der Epidermis der Ober- und Unterseite, nur eine Schicht Schwammparenchym vorhanden. Die Gefässbündel endigen nirgends frei, sie schliessen vielmehr in zusammenhängenden Bögen an dem Blatt-

rande ab. Sie sind in ihrem ganzen Verlauf von einer einschichtigen Parenchymscheide umgeben. An diese setzen die Schwammparenchymzellen von beiden Seiten an.

Anmerkungen zum XVIII. Pensum.

[1]) Nicht mit Cladodien oder Phyllocladien (wie bei Ruscus, oder der Conifere Phyllocladus) zu verwechseln, die blattartige Sprosse oder Spross-Systeme sind.

[2]) v. Mohl, Bot. Ztg. 1880, p. 1, 132, 273. Bretfeld, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII, p. 133. Van Tieghem et Guignard, Bull. de la soc. bot. de Fr. 25. Jan. 1882.

[3]) v. Mohl, l. c. p. 271.

[4]) Vergl. de Bary, Vergl. Anat. p. 386.

[5]) Ebendas. p. 391.

XIX. Pensum.

Es soll nunmehr unsere Aufgabe sein, uns an einigen prägnant gewählten Beispielen mit dem Bau der Vegetationspunkte, der Differenzirung der Gewebe und dem Gefässbündelverlauf bei den mit Gefässbündeln versehenen Pflanzen (Gefässpflanzen) bekannt zu machen. Wir wählen als erstes Beispiel eine phanerogame, mit sehr stark entwickeltem, leicht zu präparirendem Vegetationskegel versehene Pflanze, nämlich Hippuris vulgaris.[1]) Wir nehmen kräftige Sprosse für die Untersuchung. Von diesen schneiden wir die Endknospe, etwa einen Centimeter unter der Stammspitze, ab und entfernen von derselben zunächst alle grösseren Blätter. Hierauf wird die Knospe mit der Spitze nach unten flach zwischen Daumen und Zeigefinger gefasst und versucht, einen medianen Längsschnitt aus derselben zu gewinnen. Zu diesem Zwecke wird das Rasirmesser in möglichst senkrechter Lage zwischen den beiden genannten Fingern hindurchgezogen. Zunächst halbirt man die Knospe. Jede Hälfte zerlegt man für sich weiter in derselben Weise. Dann wählt man den der Mitte näheren Schnitt, falls er noch nicht dünn genug erscheint und halbirt ihn wieder und so fort und fort, bis dass man einen hinlänglich zarten Schnitt erhalten hat. Die Operation wird zum ersten Mal vielleicht nicht gelingen, doch im Allgemeinen keine zu grossen Schwierigkeiten machen und bald eingeübt werden können. Wer übrigens die im Anfang sich bietenden Schwierigkeiten nicht zu überwinden vermag, kann noch in anderer Weise zum Ziele kommen. Statt zwischen die Finger, bringt er das Object zwischen zwei flache Holundermarkstückchen und zieht nun das Messer zwischen diesen hindurch. Das richtige Treffen des Objects ist dann freilich weit mehr dem Zufall anheimgegeben. Objecte, welche, wie das vorliegende, eine beträchtliche Dicke und Festigkeit besitzen, lassen sich auch am Rande zweier Holundermarkstückchen einklemmen und mit diesen zusammen, so wie wir es in früheren Fällen gethan, schneiden.

Unter den dargestellten Schnitten wählen wir nun einen genau medianen für die Untersuchung aus: wir erkennen ihn an dem schlanken, regelmässig ausgebildeten Vegetationskegel. — Mit dem

Bau des Stengels von Hippuris sind wir bereits bekannt und werden uns daher auch an der Knospe leichter zurechtfinden können. Der schlanke Vegetationskegel bildet die Blätter in vielgliedrigen Wirteln und so sieht man denn dieselben in einiger Entfernung vom Scheitel sich als isolirte Höcker gleichmässig im Umfang des Vegetationskegels erheben. Unterhalb des zweitjüngsten Wirtels fängt das Gewebe des Knotens an, sich als quere Platte zu markiren, während über und unter ihr, in der Rinde des Stengels, die Luftgänge aufzutreten beginnen. Diese Luftgänge, die von einer Knotenscheibe bis zur andern reichen, werden in dem Maasse grösser, als der Stengel an Volumen zunimmt. Die Internodien strecken sich sehr rasch und zwar gleichmässig und in demselben Verhältnisse wächst auch ihre Dicke. Etwa unter dem viertjüngsten Blattwirtel beginnt die Ausbildung der Gefässe im Stengel. Man sieht dieselbe nach Zusatz von ein wenig Kalilauge sehr schön. Diese Gefässe treten in der Längsaxe des Stengels auf. Sie gehören augenscheinlich einem stammeigenen Gefässbündel. Dieses stammeigene Gefässbündel wächst akropetal, es schliesst mit einzelnen Ringgefässen nach oben ab. Zu diesen gesellen sich bald andre Ring- resp. Schraubengefässe, so dass das Bündel mehrere Gefässe stark wird. Dann folgen Schraubengefässe, welche von den centralen durch dünnwandige Zellen getrennt erscheinen. An der Aussenseite dieser setzt sich der Vorgang in derselben Weise, mit Ueberspringung dünnwandiger Elemente fort. Während an der Aussenseite Gefässe hinzukommen, werden die im Innern gelegenen bis zur Unkenntlichkeit gedehnt und ihre Verdickungsleisten schliesslich absorbirt. Nur die unverdickten Elemente bleiben erhalten. So kommt das centrale markartige Gewebe zu Stande, das wir im fertigen Stengel von einem Gefässring umgeben sahen. Thatsächlich haben wir es somit nur mit einem einzigen stammeigenen Gefässbündel zu thun und das innere Gewebe ist als Holzparenchym zu bezeichnen. Während der Ausbildung des centralen Gefässstranges werden in der Peripherie des sich gegen die Rinde absetzenden inneren Gewebecylinders die Basttheile angelegt, die wir im fertigen Zustande um den Gefässring vertheilt fanden. Erst im zehnten bis zwölften Knoten werden die Gefässe sichtbar, die den Blättern angehören. Dieselben setzen an die äusseren Gefässe des stammeigenen Gefässbündels an. Da nun aber ausserhalb dieser Gefässe die Bildung neuer noch längere Zeit fortdauert, so sieht man im fertigen Zustande die Blattbündel die äusseren Gefässe des Ringes durchsetzen, um zu den inneren Gefässen zu gelangen. Die Gefässe an welche die Blattbündel anschliessen, sind Schraubengefässe, weiter nach aussen werden aber alsbald nur noch netzförmig verdickte Gefässe gebildet. Wir haben es somit bei Hippuris mit einem einzigen, eigenthümlich gebauten, dem Stamm gehörigen, daher „stammeigenen" Gefässbündel zu thun, an welches die den Blättern gehörigen, daher „blatteigenen" Gefässbündel ansetzen. — In den Achseln der Blätter beginnen in geringer Entfernung

vom Scheitel sich kleine flache Höcker zu erheben, welche die Anlagen fächerförmiger, von einer einfachen kurzen Stielzelle getragener Schuppen sind. Nur bei den in Blüthenbildung begriffenen Exemplaren treten uns hier auch Anlagen von Achselknospen entgegen. — Um uns mit dem Bau des Vegetationskegels eingehender bekannt zu machen, wählen wir einen schönen, medianen Längsschnitt aus, behandeln denselben mit concentrirter Kalilauge, waschen ihn aus und legen ihn in concentrirte Essigsäure. Nach einiger Zeit untersuchen wir ihn in derselben Essigsäure oder in Kaliumacetat. Dabei ist es von Vortheil, den Schnitt nicht direct auf den Objectträger, sondern auf ein auf diesem befindliches Deckglas zu legen und mit einem zweiten Deckglas zu bedecken. So ist man in der Lage, den Schnitt nach Bedürfniss zugleich mit den Deckgläsern umzukehren und ihn von beiden Seiten zu betrachten; doch muss dafür gesorgt werden, dass keine Flüssigkeit zwischen das untere Deckglas und den Objectträger gelange. — Wir constatiren jetzt bei stärkerer Vergrösserung (vergl. die Fig. 90) eine ganz bestimmte Anordnung der Zellen im „Meristem" des Vegetationskegels. Es sind mantelförmige Zellschichten, deren Scheidewände eine Schaar confocaler Parabeln bilden. Die äusserste Zellschicht, welche den Vegetationskegel deckt und als einfache Zellschicht auch über die Blattanlage läuft, ist das die Epidermis bildende Dermatogen (*d*). Unter diesem lassen sich noch vier, ja selbst mehr undifferenzirte Gewebeschichten (Meristemschichten) über den Scheitel verfolgen, welche dem „Periblem" (*pr*) angehören, aus welchem die Rinde des Stengels hervorgeht. Endlich finden wir einen centralen Cylinder, der kugelförmig verjüngt nach oben mit meist einer Zelle abschliesst und aus welchem, wie tiefer am Schnitte zu constatiren ist, der axile Gefässbündelcylinder des Stengels sich bildet. Dieses Gewebe unterscheiden wir als Plerom (*pl*). Epidermis, Rinde und axiler Gefässbündelcylinder haben somit bei Hippuris ihre eigenen „Histogene". Eine einzelne Scheitelzelle ist nicht vorhanden, wohl aber gipfeln die einzelnen Histogene am Scheitel des Vegetationskegels in einer oder in mehreren „Initialen". Nicht in allen Vegetationskegeln der Phanerogamen, muss aber gleich hinzugefügt werden, ist die Trennung der „Histogene" so scharf wie in diesem Falle ausgeprägt. Bei vielen Gymnospermen (Abietineen, Cycadeen)

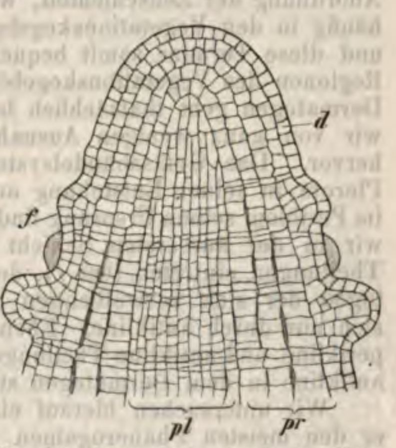


Fig. 90. Längsschnitt durch den Vegetationskegel von Hippuris vulgaris. *d* Dermatogen; *pr* Periblem; *pl* Plerom; *f* Blattanlage. Vergr. 240.

ist eine scharfe Trennung zwischen Dermatogen und Periblem nicht vorhanden und oft auch das Periblem vom Plerom nicht deutlich getrennt. Bei den Angiospermen ist das Dermatogen stets scharf abgesetzt, wohl aber eine Grenze zwischen Periblem und Plerom häufig nicht vorhanden. Es handelt sich somit überhaupt nicht um eine Verschiedenheit der Gewebe, die sich bis in das Meristem des Vegetationskegels fortsetzen sollte, vielmehr um mechanische Anordnungen der Zellwände, welche die nöthige Festigkeit dem jungen Gewebe verleihen. Deutlich tritt uns in dieser Anordnung die rechtwinklige Schneidung der antiklin, das heisst senkrecht die Oberfläche treffenden und der periklin, das heisst parallel zu dieser laufenden Wände entgegen.[2]) Bei alledem können wir die Bezeichnungen Dermatogen, Periblem und Plerom beibehalten, weil die Anordnung der Zellschichten, wie wir sie bei Hippuris beobachtet, häufig in den Vegetationskegeln der Phanerogamen wiederkehren und diese Termini somit bequem für die Bezeichnung bestimmter Regionen des Vegetationskegels benutzt werden können. Aus dem Dermatogen geht thatsächlich bei den Angiosperm-Pflanzen, wenn wir von ganz wenigen Ausnahmen absehen, nur die Epidermis hervor. Das Gefässbündelsystem ist aber nicht immer auf das Plerom in seiner Entstehung angewiesen, es kann vielmehr auch im Periblem seinen Ursprung finden. — Für Anlage der Blätter sehen wir in der äussersten Schicht des Periblems zunächst perikline Theilungen eintreten (bei *f*), denen antikline folgen. Das Dermatogen der sich vorwölbenden Stelle bleibt einschichtig, es theilt sich nur durch antikline. Ebenso finden für Anlage der Knospen perikline und antikline Theilungen in der äusseren Periblemschicht, antikline in dem Dermatogen statt.

Wir untersuchen hierauf einen flachen Vegetationskegel, wie er den meisten Phanerogamen zukommt. Als Beispiel mag der als Zierstrauch in allen Gärten cultivirte Evonymus japonicus[3]) dienen, den man zu jeder Jahreszeit untersuchen kann und dessen Knospen sich sehr gut schneiden lassen. Wir stellen zunächst Querschnitte her, um uns eine Scheitelansicht des Vegetationskegels zu verschaffen. Wir behandeln den betreffenden Querschnitt mit Kalilauge und, nachdem er mit Wasser ausgewaschen, längere Zeit mit Essigsäure. Bei schwacher Vergrösserung erkennen wir den Vegetationskegel als flachen Höcker, umgeben von den jüngsten Blattanlagen. Diese stehen in zweigliedrigen, alternirenden Wirteln, also decussirt, wie man zu sagen pflegt. Jedes neue Blattpaar erhebt sich nach entsprechender Grössenzunahme des Vegetationskegels, in den, zwischen den beiden vorausgehenden Blättern vorhandenen Lücken. (Fig. 91 *A*.) Vergrössern wir jetzt entsprechend, so gelingt es uns hier äusserst leicht, die Anordnung der Zellen am Scheitel zu verfolgen. Die Fig. 91 *B* giebt ein solches Bild wieder; eine Scheitelzelle ist somit nicht vorhanden. — Querschnitte dicht unter dem Scheitel geführt, zeigen uns eine rasch eintretende Differenzirung des Gewebes in Urmark, in „Procambium“

welches die Gefässbündel bilden soll und in primäre Rinde. Die Procambiumzone zeigt hier eine im Durchschnitt rhombische Figur, mit etwas vortretenden und abgerundeten Kanten. Diese Figur ist abwechselnd in der Richtung der neu eingetretenen Blattspuren gestreckt. Diese Procambiumzone besteht aus dünnwandigen, engen, radial angeordneten Zellen. An den Kanten der Figur

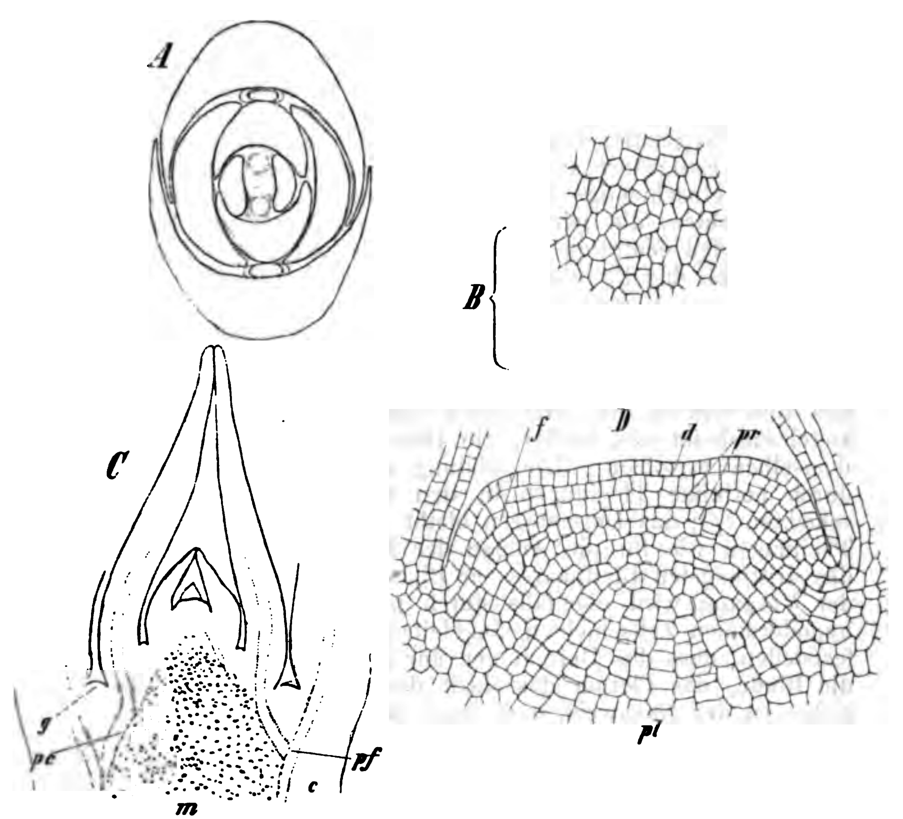


Fig. 91. Stammspitze von Evonymus japonicus. *A* Scheitelansicht derselben 12 Mal vergr. *B* Scheitelansicht des Vegetationskegels, 240 Mal vergr. *C* Medianer Längsschnitt durch die Stammspitze, 28 Mal vergr. *D* Medianer Längsschnitt durch den Vegetationskegel, 240 Mal vergr. *d* Dermatogen; *pr* Periblem; *pl* Plerom; *f* Blattanlage; *g* Knospenanlage; *pf* Blattspur; *pc* Procambiumring; *m* Mark; *c* Rinde.

beginnt die Ausbildung der Elemente des Gefässbündels: Protophloëmelemente an der äussern, Schraubengefässe an der inneren Seite der Procambiumzone. Diese Region beginnender Differenzirung der Gefässbündelelemente ist gegen das übrige Procambiumgewebe nicht abgegrenzt. Die Procambiumzone öffnet sich an den Stellen eintretender Blattgefässbündel, um dieselben aufzunehmen.

In den Achseln der Blattanlagen sieht man die Anlage je einer Achselknospe. — Den medianen Längsschnitt zeigt bei schwacher Vergrösserung das Bild der Figur 91, *C*. Der flache Vegetationskegel, die an Grösse zunehmenden Blattanlagen, die Achselknospen (*g*); die Differenzirung des Urmarks (*m*), der Procambiumzone (*pc*) der den Blättern und dem Stamme gemeinsamen Gefässbündel, der sogenannten Blattspuren (*pf*) und der primären Rinde (*c*) sind mit einem Blicke zu übersehen. Mark und Rinde führen grosse Mengen von Krystalldrusen aus Calciumoxalat. An frisch in Wasser untersuchten Schnitten erscheinen Mark und Rinde grünlich, während die Procambiumzone hell sich zeichnet. Um die Anordnung der Zellen am Vegetationskegel zu verfolgen, wenden wir wieder Kalilauge und Essigsäure an. Wir finden zu äusserst am Vegetationskegel das einschichtige Dermatogen (Fig. 91, *D*, *d*); darunter drei Mantelschichten, die wir als Periblem zu bezeichnen haben (*pr*) und dann den centralen soliden Gewebcylinder, der nicht überall scharf gegen das Periblem abgegrenzt ist, das Plerom (*pl*). Der Vegetationskegel erscheint zwischen zwei vorgerückteren Blattanlagen sehr schmal; so bekommt man ihn gewöhnlich zu sehen. Dahingegen muss man oft lange schneiden, bevor man die erste Anlage der Blätter trifft. Ist dies gelungen, so präsentirt sich das Bild wie in der beigefügten Figur 91, *D*. Der Vegetationskegel erscheint viel breiter, die Histogene lassen sich besser in demselben verfolgen. Die Bildung der Blätter wird eingeleitet durch perikline Theilungen in den beiden äussersten Periblemschichten (*f*); das Dermatogen bleibt einschichtig. Eben dieselben Theilungen wie für die Anlage der Blätter finden in der Achsel des drittjüngsten Blattpaares zur Bildung der Achselknospen statt; der Vorgang wird ebenfalls durch perikline Theilungen in den hypodermalen Zellschichten eingeleitet. — Mit Sicherheit lässt sich feststellen, dass das Dermatogen nur die Epidermis, das Periblem die Rinde, das Plerom das Mark des Stammes liefert. Weniger sicher ist der Nachweis, dass auch der Procambiumring aus dem Plerom hervorgehe. Dass die Bildung des Gefässbündels nicht ausschliesslich an das Plerom gebunden sein kann, folgt ja schon aus dem Umstande, dass der in das Blatt tretende Theil des Gefässbündels innerhalb der Rinde, somit des Periblems entsteht und das ganze innere Gewebe des Blattes, mit sammt Gefässbündel, ein Product des Periblem ist.

Wir wollen jetzt, um uns über anderweitige Structurverhältnisse der Vegetationskegel zu orientiren, Lycopodium Selago näher in's Auge fassen.[1]) Das gewählte Beispiel ist auch noch dadurch besonders instructiv, dass es uns die unter Gefässpflanzen nur bei Lycopodiaceen in typischer Weise vorkommende Gabelung des Vegetationskegels vorführt. Material von Lycopodium Selago ist meist nicht schwer zu erlangen und die Untersuchung an Alcoholmaterial ebenso gut, wenn nicht besser, als wie an frischem zu führen. Die dichotomische Verzweigung des Stengels

fällt bei Lycopodium Selago ohne weiteres in die Augen, die Gabelungsebenen schneiden sich unter beliebigen Winkeln. — Wir führen zunächst aufeinanderfolgende Querschnitte durch eine Stengelknospe aus. Ohne Mühe werden wir unter den Schnitten einen solchen finden, der den flachen Vegetationskegel in Scheitelansicht zeigt. Das Bild präsentirt sich bei schwacher Vergrösserung so wie die nebenstehende Fig. 92. Zusatz von ein wenig Kalilauge macht den Schnitt für feinere Untersuchung geeignet. Der Vegetationskegel hat eine beträchtliche Breite, indem die Blattanlagen einen relativ weiten Raum frei lassen. Die Blätter stehen an kräftigen Sprossen meist, so wie in nebenstehender Figur, in alternirend fünfgliedrigen Wirteln. Die neuen Blatthöcker werden in den Lücken zwischen den vorhergehenden angelegt. Man begegnet auch alternirenden viergliedrigen Wirteln, vornehmlich an schwächeren Sprossen. Schraubenstellungen kommen ebenfalls vor und es lässt sich wohl auch feststellen, dass an einem und demselben Sprosse die Blattstellung in verschiedener Höhe verschieden sein kann. — Wir stellen bei starker Vergrösserung auf die Mitte des Vegetationskegels ein und constatiren, dass eine Scheitelzelle, auf welche alle angrenzenden Zellen genetisch zurückzuführen wären, nicht vorhanden ist. Es nimmt vielmehr eine Gruppe von Zellen die Mitte des Vegetationskegels ein (vergl. die Fig. 93). Auf diese Zellgruppe weisen die anstossenden Zellen in radialen Reihen hin. — Der Längsschnitt klärt uns über die weiteren Verhältnisse auf. Derselbe muss freilich genau die Mitte des Vegetationskegels getroffen haben. Da begegnen uns denn mitten am Scheitel die Initialen (*i i* Fig. 94), deren zwei der Längsschnitt aufweist. Diese Initialen geben durch antikline Theilungen nach den Seiten hin Segmente ab, welche sich weiter abwechselnd periklin und antiklin theilen. Aus diesen Segmenten geht schliesslich die Epidermis und die Rinde des Stammes hervor. Diesem Gewebe entstammen auch die

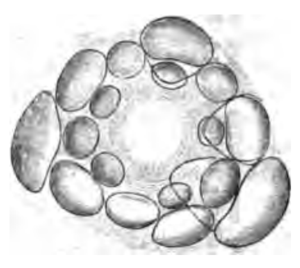


Fig. 92. Flächenansicht des Vegetationskegels und der jüngsten Blattanlagen von Lycopodium Selago. Vergr. 45.

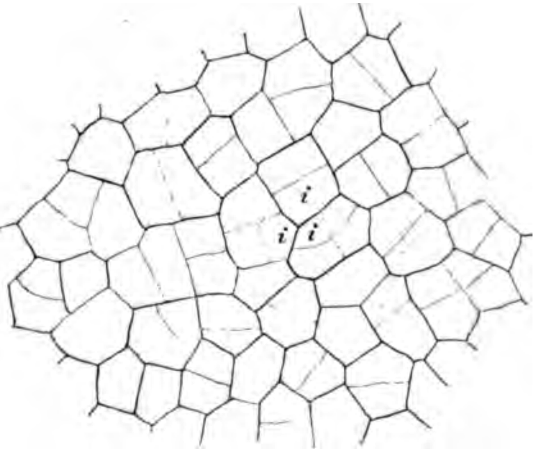
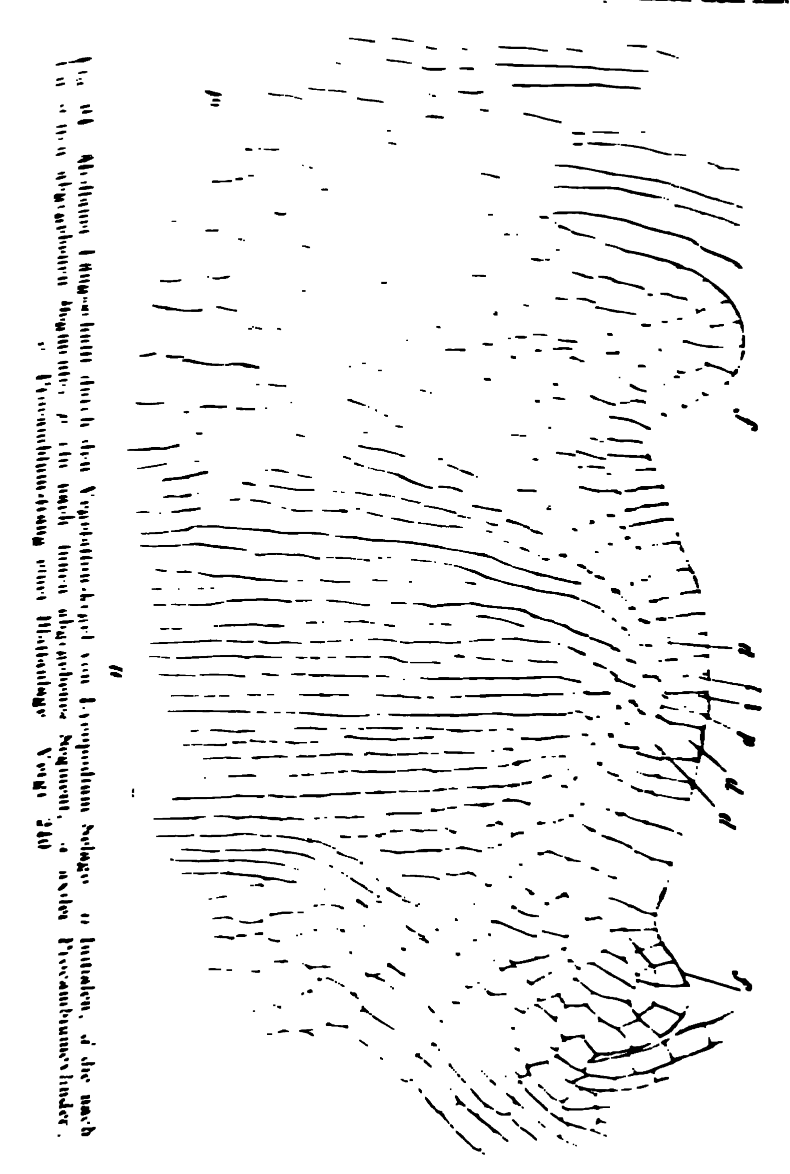


Fig. 93. Scheitelansicht des Vegetationskegels von Lycopodium Selago. Die drei mit *i* bezeichneten Zellen nehmen den Mittelpunkt derselben ein; sie bilden die Initialgruppe. Vergr. 520.

… Zeit auch Th
… nach dem Inn



des Stengels ab. Aus diesen Segmenten geht der axile Gefässcylinder des Stengels hervor. Die rechtwinklige Schneidung der Scheidewand ist bei manchem dieser Vegetationspunkte, wie beispielsweise dem hier darge-

stellten (Fig. 94), sehr auffallend. Es treten uns im Bilde zwei orthogonale Schaaren confocaler Parabeln von verschiedenem Parameter entgegen.[6]) Die eine Schaar wird von den periklinen, die andere von den antiklinen Wänden gebildet. Die Anlage der Blätter wird durch perikline und antikline Theilungen in den drei bis vier äussersten Zellschichten des Vegetationskegels vollzogen. Erst wenn die Blattanlage sich erheblich vorgewölbt hat (f'), beginnt die Sonderung der Epidermis an derselben. Frühzeitig differenziren sich in den Blättern die Procambiumstränge (pc) und setzen an den Procambiumcylinder des Stengels an. Wir erinnern uns, dass wir den axilen Gefässbündelcylinder von Lycopodium aufgebaut fanden aus Xylemstreifen, die in dünnwandigem Phloëm eingebettet waren. Die Xylemstreifen bestanden aus Treppengefässen und hatten nur an ihren Kanten Schraubengefässe aufzuweisen. An diese setzten die in den axilen Gefässbündelcylinder eintretenden Blattbündel an. Der mediane Längsschnitt durch den Sprossgipfel zeigt uns jetzt, dass der axile Gefässbündelcylinder sich nach dem Scheitel zu in einen aus langgestreckten, schmalen Zellen gebildeten Procambiumcylinder fortsetzt. In die Peripherie dieses Cylinders treten die Procambiumstränge der Blätter ein. Die Schraubengefässe derselben sind früher fertig als die Treppengefässe im Centralcylinder. Die Anlage der Schraubengefässe schreitet im Stengel acropetal gegen die Blattbasis fort; im Blatte selbst bilden sich diese Gefässe absteigend aus. Jede neue Blattspur schliesst an die Ausbiegungsstelle einer älteren an und setzt dieselbe somit gleichsam im Stengel fort; so entstehen Blattspursympodien. Die Ausbildung der Treppengefässe erfolgt erst später. Man könnte somit meinen, das ganze Gefässbündelsystem im Stengel von Lycopodium sei ein den Blättern und dem Stamm gemeinsames, doch überzeugt man sich bei eingehender Betrachtung, dass dies nicht der Fall sein kann. Thatsächlich lässt sich nämlich im axilen Procambiumcylinder über den Anschlussstellen der jüngsten Blattstränge eine beginnende Differenzirung des Meristems in Holztheile und Basttheile beobachten. Namentlich ist die Ausbildung des Basttheils bereits vorgeschritten, wenn die Schraubengefässe der Blattspuren sich zeigen. Wir haben es hier somit mit zwei Gefässbündelsystemen, mit einem stammeigenen und einem gemeinsamen zu thun, und zwar folgt das gemeinsame System den Kanten des stammeigenen. — Von der frühzeitigen Sonderung der Elemente des axilen Procambiumstranges in die Phloëm- und Xylemtheile kann man sich auch auf Querschnitten überzeugen. Erst wenn diese Sonderung vollzogen und die Bast- und Holzelemente in der Anlage schon vorhanden sind, treten die Schraubengefässe der Blattspuren auf. Die Wände der Bastelemente erscheinen auf diesen Entwicklungszuständen, mit Kali behandelt, weissglänzend. Die jungen Gefässwände sind in den Ecken etwas verdickt. Die Fertigstellung der Treppengefässe schreitet von den Schraubengefässgruppen gegen die Mitte des Querschnittes fort.

Hin und wieder gelingt es im Querschnitt einen sich zur Gabelung vorbereitenden Vegetationskegel freizulegen. Derselbe erscheint im Durchschnitt elliptisch. In andern Fällen findet man zwei Vegetationskegel, die noch nicht durch Blattanlagen von einander geschieden sind. Oder die beiden Kegel haben auch schon in der Verbindungslinie Blätter

erzeugt. Diese Zustände folgen auf einander in dem Maasse, als beide Gabeläste sich von einander entfernen. Auf Längsschnitten die ersten Stadien der Gabeltheilung zur Ansicht zu erlangen, wird nicht eben häufig glücken. Der Vorgang beginnt mit einer Vermehrung der Initialen, deren in der Mitte gelegene Nachkommen sich weiterhin wie Segmente verhalten, während die an den Rändern befindlichen gesondert als Initialen zu arbeiten fortfahren. Ein medianer Längsschnitt in der Ebene einer älteren Gabelung geführt, zeigt, dass das axile Gefässbündel sich auch in zwei gleiche Gabeläste getheilt hat. — Eine so schöne Gabelung wie bei Lycopodium Selago lässt sich nicht an dem Vegetationskegel der andern Lycopodiaceen verfolgen. Dort ist der eine Zweig schwächer und entsteht auch gleich in seitlicher Lage am Vegetationskegel, wenn auch, wie bei Lycopodium Selago, ohne alle Beziehung zu den Blättern. — Zu bemerken ist endlich noch, dass die Theilungsvorgänge, wie wir sie im Vegetationspunkte von Lycopodium Selago beobachtet, im Allgemeinen auch für die andern Lycopodium-Arten, nicht aber für alle andern Lycopodiaceen gelten. Dort trifft man zum Theil auch Scheitelzellen. Das Verhalten von Lycopodium ist aber besonders instructiv, weil es den Uebergang zu den Phanerogamen vermittelt.

Schliesslich wollen wir auch noch eine mit Scheitelzelle wachsende Gefässkryptogame untersuchen und wählen als das günstigste Object Equisetum arvense.[7]) Hier ist es relativ leicht, die Scheitelzelle zur Ansicht zu bringen. In Entwicklung begriffene Sprosse werden frisch oder als Alcohol-Material studirt. Wir tragen ein etwa 10 *mm.* langes Stück vom Gipfel des Sprosses ab und schneiden denselben wie in früheren Fällen, mit dem Scheitel nach unten gekehrt, zwischen den Fingern.

Unter den erhaltenen Längsschnitten suchen wir einen solchen aus, der den konischen Vegetationskegel uns zeigt. Um in die Anordnung der Zellen dieses Kegels Einblick zu bekommen, müssen wir denselben meist noch etwas durchsichtiger machen, was durch Zusatz von ein wenig Kalilauge geschehen kann. Sollte dieselbe zu stark eingewirkt und den Vegetationskegel bis zum Unkenntlichwerden der Zellwände aufgehellt haben, so helfen wir durch einen entsprechenden Zusatz von Wasser nach. Bei frischen Schnitten haben wir die Anwendung jedes wasserentziehenden Mittels zu vermeiden, weil sonst der Vegetationskegel zusammenschrumpft. Schnitte aus Alcohol-Material können hingegen in Glycerin gelegt werden, doch direct, nicht nach vorausgehendem Aufenthalt im Wasser. Mit Vortheil lässt sich ein mit Kalilauge behandelter Schnitt mit sehr verdünnter Safraninlösung tingiren. Dies darf aber nur in ganz geringem Maasse geschehen, dann treten die Wände deutlicher hervor. Die besten Bilder erhält man aber, wenn man die Schnitte ganz kurz mit concentrirter Kalilauge behandelt, dann mit Wasser auswäscht und zwei Stunden in concentrirte Essigsäure einlegt. Solche Schnitte werden dann in Wasser, besser in verdünnter Essigsäure oder in einer concentrirten Lösung

von Kaliumacetat untersucht. In letzterer Flüssigkeit können sie auch dauernd aufbewahrt werden. In Glycerin schrumpfen hingegen solche Schnitte zusammen. — Da es hier ganz besonders wichtig ist, den Schnitt abwechselnd von seinen beiden Seiten betrachten zu können, so legen wir ihn, so wie wir es bereits mit dem Vegetationskegel von Hippuris gethan, zwischen zwei Deckgläser.

Ist der Vegetationskegel in günstiger Richtung getroffen worden, so präsentirt sich dessen dreiseitig pyramidale (dreiflächig zugespitzte), mit convexer Grundfläche versehene Scheitelzelle (*t*, Fig. 95) in Gestalt eines Keiles, dessen Spitze in das Gewebe des Vegetationskegels eingesenkt ist, dessen Grundfläche sich frei nach aussen vorwölbt. Diese Scheitelzelle theilt sich durch Scheidewände, welche den vorhandenen Seitenflächen parallel laufen, in einer Schraubenlinie auf einander folgen und in drei gerade Reihen angeordnete Segmente bilden. Diese Segmente (*S*) sind in unserer Figur 95 im Profil zu sehen. Sie theilen sich in bestimmter Weise weiter und bauen so allmählich den Körper der Pflanze auf. In einiger Entfernung von der Scheitelzelle erhebt sich aus dem Vegetationskegel ein Wall, der an seinem Rande mit keilförmigen Initialen wächst. Einzelne Stellen dieses Randes werden später in ihrer Entwicklung bevorzugt und bilden die freien Blattzipfel. Je weiter von der Scheitelzelle entfernt, um so grösser werden die Blattwirtelanlagen, während die Differenzirung der inneren Gewebe des Stammes, vornehmlich die Trennung in dichtere, kleinzelligere, niedrige Knoten und in weniger dichte, gestrecktzellige, lange Internodien, gleichzeitig fortschreitet (Fig. 96).

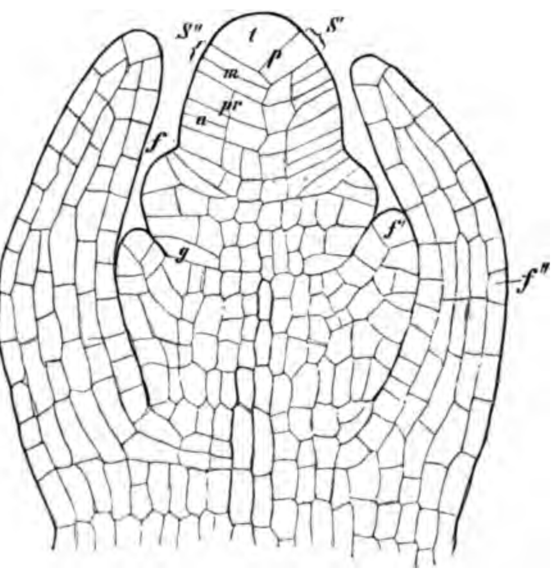


Fig. 95. Längsschnitt durch den Vegetationskegel eines vegetativen Hauptsprosses von Equisetum arvense. *t* Scheitelzelle; *s'* jüngstes, *s''* nächst älteres Segment; *p* Hauptwände; *m* Halbirungswand; *pr* spätere perikline, *a* antikline Wände; *f* erster, *f'* zweiter, *f''* dritter Blattwirtel; *g* Initialzelle einer Achselknospe. Vergr. 240.

Jedem Theilungsschritt der Scheitelzelle geht eine entsprechende Grössenzunahme derselben voraus. Die Scheitelzelle behält stets ihre drei-

seitig pyramidalen Gestalt. Die Segmente sind dreiseitige Tafeln. Sie werden von zwei annähernd parallelen, dreiseitigen Hauptwänden (a) begrenzt, nämlich der oberen Wand, welche das Segment von der Scheitelzelle abtrennte (der scheitelsichtigen oder akroskopen Hauptwand), und der unteren Wand, welche es von dem vier älteren, unter ihm liegenden Segmente sondert (der grundsichtigen oder basiskopen Hauptwand). Die vierseitige, gewölbte „Aussenwand" des Segments nimmt die Oberfläche des Vegetationskegels ein. Die beiden viereckigen Seitenwände von [illegible] die Hauptwände älterer Segmente gerichtet, treffen unter einem Winkel von annähernd 120° im Mittelpunkt des Vegetationskegels zusammen, und trennen somit jedes Segment von den ihm seitlich angrenzenden älteren Segmenten. Jedes Segment theilt sich zunächst, wie es in dem Längsschnitt zu sehen, durch eine „Halbirungswand" (h), welche den Hauptwänden parallel ist und somit das Segment in zwei übereinander liegende, gleich gestaltete dreiseitige Zellen zerlegt. Jede Segmenthälfte wird hierauf durch einen weiteren Theilungsschritt in zwei annähernd gleiche, neben einander liegende Hälften zerlegt und zwar durch eine Wand, welche senkrecht gegen die Hauptwände und die Halbirungswand gerichtet ist und annähernd radialen Verlauf zeigt, ohne jedoch den Mittelpunkt des Vegetationskegels vollständig zu erreichen. Diese Wand, die Sextantenwand genannt, ist im Längsschnitt nur in einem Theil ihres Verlaufs zu sehen und schwer als solche zu erkennen. Jedes Segment besteht nunmehr aus vier Zellen, in welchen weiterhin zu den Hauptwänden senkrechte (a) und denselben parallele (p) Scheidewände abwechselnd, mit grösserer oder geringerer Regelmässigkeit auftreten. So wird der Vegetationskegel von dünnwandigen, gleichförmigen Zellen aufgebaut, deren Scheidewände wir, soweit sie die Oberflächen des Vegetationskegels annähernd senkrecht treffen, als Antiklinen, soweit sie der Oberfläche gleich gerichtet sind, als Periklinen unterscheiden. Von den Wänden, die wir in ihrem Verlauf verfolgt haben, wären somit die Hauptwände, die Halbirungswände und Sextantenwände antiklin, die mit p bezeichnete Wand periklin gerichtet. Die Antiklinen und Periklinen schneiden sich unter annähernd rechtem Winkel und bilden somit ein System orthogonaler Trajectorien. — Das ganze noch nicht differenzirte Gewebe des Vegetationskegels nennen wir Meristem und wäre in diesem Falle, wo alles Gewebe des Vegetationskegels sich auf die eine Scheitelzelle zurückführen lässt, diese als Initialzelle des ganzen Meristems zu bezeichnen.

In einiger Entfernung von der Scheitelzelle beginnt sich die Oberfläche des Vegetationskegels ringförmig hervorzuwölben (f). Es ist das die erste Anlage eines Blattwirtels. Zellen des Randes vergrössern sich hierbei, theilen sich durch entsprechend geneigte Scheidewände (f) und so erhebt sich ein Wall, dessen Randzellen als Initialzellen fungiren. Sie haben eine keilförmige Gestalt und theilen sich, freilich ohne durchgehende Regelmässigkeit, meist durch abwechselnd nach innen und aussen geneigte Wände (f, f'). Bei Durchmusterung zahlreicherer Präparate stellt man fest, dass der Saum des Blattwalles alsbald aufhört gleichmässig zu wachsen: er bildet freie Zipfel. Es sind das die isolirten Enden derjenigen Blätter, die in ihrem unteren Theile zu der gemeinsamen Blattscheide ver-

schmolzen sind. Im älteren Zustande nehmen diese freien Randzipfel eine braune Färbung an. Gute, mediane Schnitte zeigen, dass zunächst die central gelegenen Zellen des Vegetationskegels sich durch besondere Gestalt und Grösse zu markiren beginnen. Es sind das die primären Innenzellen, die durch die erste perikline Wand (*pr*) in den Segmenten abgeschnitten wurden. Verfolgt man sie nach abwärts, so sieht man, dass sie sich noch eine Zeitlang vermehren, bedeutend an Grösse zunehmen, sich longitudinal strecken und das Mark des Stengels bilden. Wir können sie daher als Zellen des Urmarks bezeichnen. Zählt man an den Blattinsertionen die Zahl der Knoten und Internodien ab, so findet man, dass etwa im neunten Internodium das Mark fertig ausgebildet ist, und dass sich dasselbe im zehnten bereits auszuhöhlen beginnt. Die nebenstehende Figur zeigt uns bei schwacher Vergrösserung einen Längsschnitt bis zum Anfang des neunten Internodiums; die fortschreitende Ausbildung des Markes ist in derselben angedeutet. Die Aushöhlung des Markes erfolgt durch seitliche Trennung und Auseinanderweichen der Zellen. Etwa in der Höhe des vierten Blattwirtels beginnt die Ausbildung der Stengelknoten. Man bemerkt, dass entsprechend dem oberen Rande der Blattinsertion eine scheibenförmige Zone von Zellen sich weniger gestreckt hat. Weiter im Stengel hinab markiren sich diese Zonen immer schärfer. Das Auseinanderweichen der Markzellen unterbleibt in den Knoten, wo sich die Zellen entsprechend vermehrt haben und von wo aus sie dann blind in die Markhöhle hineinragen. So finden wir denn im fertigen Stengel die Höhlungen der Internodien durch die Gewebescheiben der Knoten diaphragmaartig abgeschlossen. Meist bemerkt man an der Blattscheide des vierthöchsten Blattwirtels den Beginn zur Ausbildung des

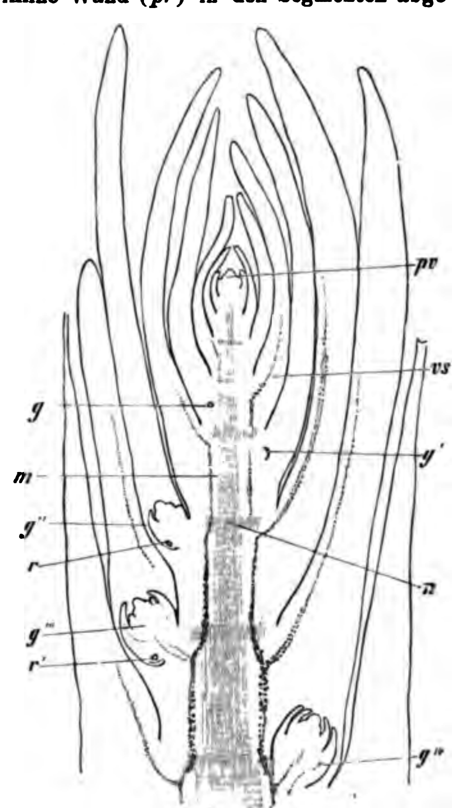


Fig. 96. Medianer Längsschnitt durch einen vegetativen Hauptspross von Equisetum arvense. *pr* Vegetationskegel des Hauptsprosses; *g* Initiale für eine Knospe; *g'*, *g''*, *g'''*, *g''''* Entwicklungszustände solcher Knospen; *r*, *r'* die Anlage einer Wurzel an den Knospen; *m* Differenzirung des Urmarks; *vs* auftretende Schraubengefässe; *n* Differenzirung der Knotendiaphragmen. Vergr. 26.

Gefässbündelstelle in Gestalt eines Stranges aus engeren Zellen, des Procambiumstranges, der sich in der Blattscheide nahe der Innenfläche hält und im Stengel an der Aussenseite des Markes verfolgen lässt. Seine Zellen fallen gegen diejenigen des sich differenzirenden Markes durch ihre geringe Breite auf. Schon im nächsten Internodium sind in diesem Procambiumstrange Ringgefässe zu sehen. Die Ringgefässe des Stengels und der Blätter stossen unter stumpfem Winkel auf einander. Die Ausbildung der Gefässe schreitet in dem Blatt nach aufwärts, in dem Stengel nach abwärts bis zum nächsten Knoten fort. In Folge der raschen Streckung welche die Internodien erfahren, werden die Ringe der zuerst gebildeten Gefässe alsbald weit auseinander gezogen. Neue Ringgefässe, die auch alsbald starke Dehnung erfahren, treten hinzu. Erst etwa in dem Knoten zwischen dem siebenten und achten Internodium wird die Gefässverbindung zwischen den aufeinander folgenden Gefässbündelsystemen hergestellt durch Ausbildung schräg gestellter Brücken aus kurzen, schrauben-, respective netzförmig verdickten Gefässen. Die Gefässe der ganz vorwiegend nur an ihrem oberen Rande wachsenden Blattscheiden erfahren eine sehr geringe Streckung, und sieht man sie daher in fast ursprünglicher Gestalt an die stark gedehnten primären Gefässe der Internodien ansetzen. Unter den Gefässen der Blattscheide sind daher auch von Anfang an Schraubengefässe vertreten, die einer Dehnung grösseren Widerstand entgegensetzen als die Ringgefässe. Die Blattwirtel nehmen bei ihrer Entstehung die ganze freie Seitenfläche des Vegetationskegels ein und so wird denn thatsächlich die ganze die Internodien deckende Rinde aus den Blattbasen gebildet. Die Zelltheilungen welchen diese Rinde ihre Entstehung verdankt, haben sich aber schon vom vierten Internodium ab, am Grunde der Blattscheide localisirt. — Es bleibt uns noch die Anlage der Seitenknospen zu besprechen, die wir in Wirteln den Stengel umgeben sehen. Die mikroskopische Betrachtung vorgerückter Zustände lehrt uns zunächst, dass die Knospen die Blattscheiden durchbrechen um nach aussen zu treten und dass sie mit den Rippen der Blattscheide alterniren. Die Rippen an den Blattscheiden entsprechen aber den freien Blattzipfeln, somit wechseln die Knospen in ihrer Lage mit den Blättern des betreffenden Wirtels ab. Die äussere Betrachtung der in Entwicklung begriffenen vegetativen Sprosse, wie wir sie hier in Untersuchung nahmen, zeigt uns ferner, dass die freien Enden jedes nächst tieferen Blattwirtels die Stellen decken, an welchen die jungen Knospenanlagen hervorbrechen. Dies ist eben nur möglich, weil die Blätter in den aufeinanderfolgenden Blattwirteln alterniren. Erst nachdem die betreffenden Knospen eine bestimmte Grösse erreicht haben, ist die Streckung der Internodien so weit gediehen, dass sie nicht mehr von den freien Enden des nächst tieferen Blattwirtels erreicht werden. Die Knospenanlage an den Längsschnitten zu verfolgen ist zunächst nicht ganz leicht. Es sind einzelne Oberflächenzellen in der Achsel des Blattwirtels aus welchen die Knospenanlage hervorgeht (s. Fig. 89, 90). Eine solche Zelle schwillt alsbald an und theilt sich durch geneigte Wände, so dass schon die ersten drei Theilungen eine dreiseitig pyramidale Scheitelzelle ergeben. Diese Zelle ist ihrer Anlage nach frei, eine Axenzelle, wird aber alsbald von der anwachsenden Blattscheide so eingeschlossen, dass nur ein enger

Kanal auf dieselbe hinführt. Sie scheint nun im Innern des Blattgewebes zu liegen, wo wir sie auf günstigen Schnitten an ihrer Grösse erkennen (Fig. 96, *g*). Die Knospenanlage entspringt fast senkrecht aus dem Stengelgewebe, bei ihrer weiteren Entwicklung krümmt sie sich aber schräg nach oben (g''). Nachdem sie den ersten Blattwirtel angelegt, wird an der Aussenseite ihrer Basis, durch eine Zellschicht von der Peripherie getrennt, eine dreiseitig pyramidale Scheitelzelle, als erste Anlage einer Wurzel ausgebildet. Die Zelle (r bei g'', r' bei g''') ist meist unschwer zu sehen. Diese Scheitelzelle tritt in Theilung ein und bildet einen kleinen Wurzelkörper mit Wurzelhaube, erhält auch einige Schraubengefässe, die an die Gefässbündel des ersten Internodiums der Knospe ansetzen, entwickelt sich dann aber nicht weiter. Sie durchbricht nicht die Blattscheide, kann übrigens durch Feuchtigkeit und Lichtmangel zur Wiederaufnahme ihres Wachsthums angeregt werden. Die Seitenknospen wachsen in derselben Weise wie der Hauptspross, und können ebenso gut wie dieser zum Studium des Vegetationskegels gewählt werden. Eben dieser Umstand, dass man auf dem Längsschnitt meist zahlreiche Vegetationskegel blosslegt, macht die vegetativen Sprosssysteme von Equisetum arvense für das Studium so geeignet. Die Seitenknospen bleiben lange Zeit in den Geweben der Blattbasen, die sie durch Dehnung aushöhlen, eingeschlossen, und so macht es den Eindruck, als wären sie endogenen Ursprungs, während wir sie doch exogen, das heisst aus einer oberflächlichen Zelle entstehen sahen. Somit bilden die Seitenknospen des Equisetum keine Ausnahme von dem allgemein exogenen Ursprung normaler Seitenzweige, während die Adventivzweige gewöhnlich endogen entstehen und endogener Ursprung fast ausnahmslos den Wurzeln eigen ist. — Erst am zehnten bis zwölften Internodium wird die Blattscheide von den Seitenknospen durchbrochen, nachdem diese selbst schon etwa sechs Blattwirtel gebildet haben und der älteste dieser Blattwirtel den Knospen bereits hinlänglichen Schutz gewährt. Jetzt wird auch der Gefässbündelanschluss der Knospe an das Gefässbündelsystem des Muttersprosses durch kurze Netz- und Schraubengefässe vollzogen.

Jetzt gilt es, die am Längsschnitt gewonnenen Resultate durch Studium der Querschnitte zu ergänzen. Zu diesem Zwecke müssen wir eine ununterbrochene Serie von Querschnitten darstellen, welche von der Sprossspitze beginnend, bis zu einer Stelle hinabreichen, an welcher alle Gewebedifferenzirung vollendet ist. Bei einiger Uebung wird es gelingen, eine solche Serie lückenlos herzustellen.

Die dargestellten Querschnitte müssen ihrer Reihenfolge gemäss auf dem Objectträger zu liegen kommen, wobei man darauf zu achten hat, dass sie nicht zu sehr aneinander gedrängt werden, weil sie sonst bei Auflegen des Deckglases leicht durch einander gerathen. Hier kommt es nicht darauf an, eine Seite der Schnitte besonders zu markiren, weil sich alle Verhältnisse symmetrisch im Umkreis des Stengels wiederholen. Wo es hingegen von Wichtigkeit ist, eine bestimmte Stelle an den Schnitten zu fixiren, lässt sich dies am besten durch einen einseitigen longitudinalen Einschnitt, vor Ausführung der Querschnitte erreichen. — Wir durchmustern jetzt die aufeinander folgenden Querschnitte. Zunächst sehen wir

solche, welche den Vegetationskegel noch nicht erreicht haben. Dieselben bestehen nach aussen aus geschlossenen Blattscheiden, nach innen zu aus isolirten Blattenden. Wir stellen hier bereits fest, dass die Blattscheiden den von aussen sichtbaren Rippen gemäss angeschwollen sind. Wir haben somit so viel Anschwellungen, als Blätter in der Scheide vertreten sind. Die Verbindungsstellen zwischen den Anschwellungen sind auf die Epidermis der beiden Blattflächen reducirt. Jedes Blatt zeigt eine mehr oder weniger fortgeschrittene Gefässbündelanlage, die nur durch eine Zellschicht von der Epidermis der Innenseite getrennt ist. Die Gefässbündelanlage fällt durch den geringeren Durchmesser ihrer Zellen gegen das umgebende Blattgewebe auf. Aus dem procambialen Zustande treten zunächst hervor einige Gefässe an dem Innenrande und einige besonders englumige, weissglänzende Protophloëmzellen an dem Aussenrande des Bündels. Die das Bündel umschliessenden Grundgewebszellen zeigen frühzeitig die charakteristischen dunklen Punkte der Endodermis auf den radialen Wänden. Die Zahl der im Wirtel verbundenen Blätter ist Schwankungen unterworfen. Meist trifft man derselben am Hauptspross fünf bis acht. — Einer der nächst folgenden Querschnitte nimmt den Scheitel des Vegetationskegels auf. Man sieht jetzt die Basalfläche der Scheitelzelle, von oben in Gestalt eines annähernd gleichseitigen sphärischen Dreiecks (Fig. 97 *A*, *t*). Man stellt weiter fest, dass die Theilungen der Scheitelzelle stets parallel zu ihren Seitenflächen erfolgt sind. Schwieriger wird der Nachweis der weiteren Theilungen in den Segmenten: der ersten Halbirung des Segments durch die Halbirungswand, in zwei gleiche übereinanderliegende Zellen, der Theilung jeder dieser Zellen durch eine die vorausgehenden senkrecht schneidende Wand, die Sextantenwand, in je zwei neben einander liegende Zellen. (Vergl. die Figur 97.) Sollte der Vegetationskegel nicht glücklich durch den Schnitt getroffen worden sein, so suche man an tieferen Schnitten nach Vegetationspunkten der Seitenknospen. Diese bekommt man freilich in richtiger Scheitelansicht erst verhältnissmässig tief am Hauptspross, an relativ grossen Seitenknospen, die sich stark emporgerichtet haben. Eine tiefere Einstellung der zuerst untersuchten Scheitelansicht des Vegetationskegels zeigt besonders anschaulich einen Theil der in den Segmenten auftretenden Theilungswände. Die Seitenwände der drei Segmente (*l* Fig. 97 *B*) stossen im Mittelpunkt des Vegetationskegels unter 120° zusammen. Jedes Segment zeigt sich getheilt durch die Sextantenwand (*s*) von welcher man feststellt, dass sie nicht eigentlich radial steht, vielmehr in sanftem Bogen gekrümmt, eine der Seitenwände des Segments, (meist die in der Richtung der

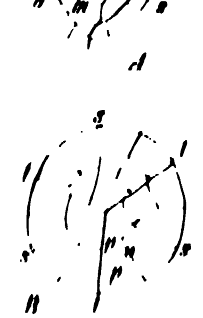


Fig. 97. *A* Scheitelansicht des Vegetationskegels v. Equisetum arvense. *t* Basalfläche der Scheitelzelle; *p* Hauptwände; *l* Seitenwände; *m* Halbirungswand; *s* Sextantenwand; *a'* *a''* spätere Antikline, und zwar *a'* parallel den Hauptwänden, *a''* senkrecht zu denselben. *B*. Optischer Durchschnitt des Vegetationskegels unter d. Scheitelzelle. *l* Seitenwände; *s* Sextantenwände; *a* spätere Antikline; *pr* perikline. Vergr. 240.

Theilungsspirale vordere [die anodische], seltener die in dieser Richtung hintere [kathodische]) mehr oder weniger rechtwinklig trifft. Man sieht auch die weiteren auf die Sextantenwände folgenden antiklinen (*a*) und periklinen (*p*) Wände. Einige Antiklinen nehmen oft ähnlichen Verlauf wie die Sextantenwände. So entsteht ein Bild (wie das umstehende), wo alle Scheidewände sich annähernd rechtwinklig schneiden, ein Bild das ausserordentlich häufig in den Querschnitten der Vegetationspunkte von Stengeln und Wurzeln der Gefässkryptogamen, von Stengeln der Muscineen und selbst in flächenartig entwickelten Körpern der Algen wiederkehrt. Die häufige Wiederholung einer entsprechenden Anordnung an so verschiedenen Orten, weist eben darauf hin, dass es mechanische Momente sind, die ihre Wiederkehr bedingen. — Mit dem nächsten Querschnitt haben wir bereits den sich erhebenden Blattwall getroffen, der aber nicht rund, vielmehr gleich an den Rippen gefördert in die Erscheinung tritt. Die mechanische Ursache dieser Förderung bestimmter Stellen der Anlage liegt in den gegebenen Raumverhältnissen. Die den Vegetationskegel nächst umgebende Scheide zeigt ja auch entsprechend vorspringende und einspringende Stellen. Diesen einspringenden Stellen gemäss werden nun die Rippen der neuen Blattscheide angelegt, weil sie hier allein den für ihre Entwicklung nöthigen Raum finden (Fig. 98). Nun ist es aber freilich eine nicht eben seltene Erscheinung, dass die Zahl der Rippen in den aufeinanderfolgenden Scheiden, um eine (selten mehrere) zu- oder abnimmt. (So beispielsweise in der nebenstehenden Figur beim Uebergang von der 6-gliedrigen Scheide 3, zu der 5-gliederigen Scheide 2). Ist nämlich einer der vorhandenen Räume zu klein (wie bei *m* in *3*), so bleibt die Bildung einer Rippe hier aus; andererseits entstehen zwei Rippen in einem besonders weiten Zwischenraume. Nachdem wir diese physiologische Betrachtung eingeflochten, gehen wir weiter zu der morphologischen Differenzirung der Gewebe des Vegetationskegels über. Zunächst beginnen sich, wie wir das auch im Längsschnitt gesehen, die Zellen des Urmarks in der Mitte des Querschnitts zu markiren. Auch die Zellen der gebuchteten Peripherie erscheinen alsbald grösser als eine ringförmige Zone, welche eben diese Peripherie von den grösseren Zellen des Urmarks trennt. Diese kleinzellige Zone kann als Procambiumring bezeichnet werden, aus ihr gehen die im Kreuz stehenden Gefässbündel und das sie trennende Grundgewebe (Interfascicularg ewebe, primäre Markstrahlen) hervor. Das trennende Grundgewebe wird auch alsbald grosszelliger, während die Procambialstränge der Gefässbündel durch fortdauernde Zweitheilung sich kleinzellig erhalten. Sie zeichnen sich auch durch besonders reichen protoplasmatischen Inhalt aus.

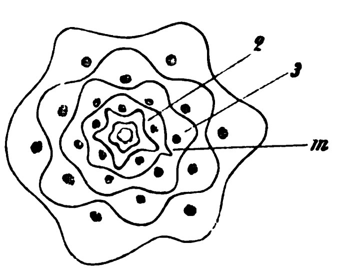


Fig. 98. Querschnitt durch den Scheitel eines vegetativen Hauptsprosses von Equisetum arvense, in der Höhe des Vegetationskegels. In der Mitte der Scheitel des Vegetationskegels, hierauf d. alternirenden, zu Scheiden verbundenen Blattwirtel; von *3* zu *2* Verlust eines Gliedes im Wirtel, bei *m* die Lücke, vor welcher es nicht zur Blattbildung kam. Vergr. 28.

Diese Procambialstränge liegen naturgemäss vor den Rippen des Stengels. da ja diese Rippen mit den Blättern correspondiren, deren Gefässbündel sich, wie wir am Längsschnitte sahen, geradlinig in den Stengel fortsetzen. Wo der Querschnitt einen Knoten trifft, sieht man direct die Blattbündel in den Stengel eintreten. Man constatirt nun an den Procambiumbündeln des Stengels dasselbe was wir vorhin in den Blättern gesehen, dass zunächst an dem Innenrande des Procambialbündels ein oder einige Ringgefässe aus dem procambialen Zustande heraustreten, und fast gleichzeitig die ersten Protophloëmelemente an dem Aussenrande der Bündelanlagen unterscheidbar werden. Haben die Querschnitte nun eine entsprechende Tiefe am Stengel erreicht, so werden am Grunde eines jeden Internodiums die Knospenanlagen sichtbar. Sie wechseln, wie man jetzt leicht sieht, mit den Rippen der Scheide, die sie in ihrer Achsel birgt, ab. Sie stehen somit hinter den dünnen Stellen der Scheide in den Rillen. Weiterhin erreicht man diejenigen Stadien, wo in den Gefässbündeln die Ausbildung des Intercellulargangs (der Carinalhöhle) beginnt. Wie man leicht feststellt, weichen hier die gebildeten Gefässe aus einander, ohne dass eigentlich transversale Zerreissungen stattfinden, während thatsächlich die Ringgefässe in longitudinaler Richtung alsbald so stark gedehnt werden, dass ihre Wandung reisst. Gleichzeitig tritt die gemeinsame Endodermis im Umkreis der Gefässbündel deutlicher hervor. Hierauf erst werden die dünnwandigen Elemente des Basttheils auf der Aussenseite des Luftgangs differenzirt und ganz zuletzt die Gefässe an den beiden Seiten des Gefässbündels ausgebildet. Die Seitenknospen bilden ganz allgemein viergliedrige Wirtel. Die Glieder des ersten Wirtels sind im Verhältniss zum Mutterspross diagonal gestellt.

Wir haben bis jetzt den Gefässbündelanschluss in den Stengelknoten nicht näher erörtert, weil derselbe besser im fertigen Zustande zu studiren ist. Wir stellen zu diesem Zwecke eine Anzahl aufeinanderfolgender Querschnitte her, indem wir dicht über einem Knoten beginnen, um erst unterhalb desselben aufzuhören. Der Querschnitt über dem Knoten zeigt uns das schon bekannte Bild. In jedem Gefässbündel die Carinalhöhle, in welche einzelne Gefässringe hineinragen und an welche einzelne Gefässe grenzen; dann die beiden rechts und links vom Basttheil gelegenen Gefässgruppen; dann die gemeinsame Endodermis. Wir constatiren auch von neuem, dass die Gefässbündel in demselben Radius mit den Rippen der Stengeloberfläche stehen. Dagegen alterniren mit diesen die Rippen der den Stengel umgebenden Blattscheiden. Ein tieferer Querschnitt trifft die Stelle, wo die bisher freie Scheide mit der Oberfläche des Stengels verschmilzt und ihre Gefässbündel in die Rinde des Stengels treten. Zwischen den Eintrittsstellen der Gefässbündel sieht man die Höhlungen, welche die Achselknospen bergen. Auf dem nächsten Querschnitt ist die Carinalhöhle der Gefässbündel des Stengels verschwunden und jedes dieser Bündel hat die Gestalt eines Doppelbogens ◡◡ angenommen, der seine convexe Seite nach innen kehrt. Die beiden Randschenkel dieses Doppelbogens scheinen den eintretenden Blattbündeln entgegengestreckt zu werden, so wie es umstehende Fig. 99 bei *A* zeigt. An den folgenden Schnitten sieht man, dass die Blattbündel in den Bündelkreis des Stengels eintreten. Je zwei

Arme der angrenzenden Stengelbündel haben sich mit dem eingetretenen Blattbündel zu je einem neuen Stengelbündel vereinigt (*Bf*). Die innern Schenkel der Doppelbogen, jetzt von einander getrennt, dienen aber als Ansatzstellen für die eintretenden Knospenbündel (*B*, *g*). Alsbald werden die Carinalhöhlen ausgebildet. Die gemeinsame Schutzscheide setzt sich in die Schutzscheiden der einzelnen Blattbündel, respective die gemeinsame Schutzscheide der Knospenbündel fort. Der Gefässbündelverlauf lässt sich somit schematisch so darstellen, wie es tiefer unter *C* geschehen. Die aus der Blattscheide eintretenden Gefässbündel laufen durch ein Internodium, um sich am Grunde desselben zu gabeln und mit den dort aus der Scheide eintretenden Blattbündeln zu verbinden. Je zwei Gabeläste benachbarter Gefässbündel verschmelzen mit je einem der eintretenden Gefässbündel. In den Winkeln aber, welche die Gabeläste jedes aus der nächst höheren Blattscheide kommenden Gefässbündels bilden, setzen die Gefässbündel der Seitenknospen an. Sämmtliche Vereinigungen finden

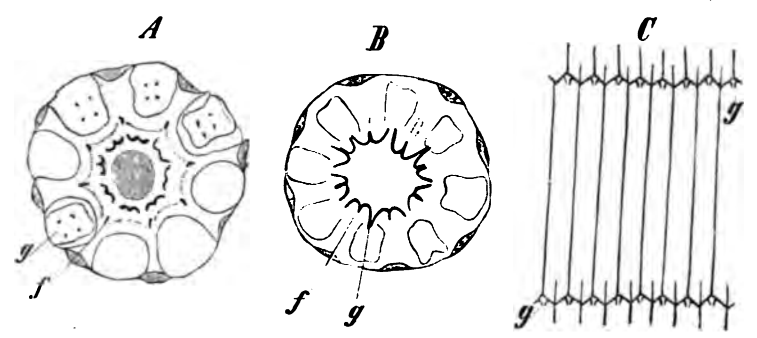


Fig. 99. *A* und *B* Querschnitte durch den Knoten eines vegetativen Hauptsprosses von Equisetum arvense. Bei *A* die eintretenden Scheidenbündel *f*, noch ausserhalb des Bündelkreises des Stengels. In diesem die einzelnen Gefässbündel in Gestalt von Doppelbogen; *g* Knospe, vier Gefässbündel zeigend. Bei *B* Eintritt der Scheidenbündel (*f*) in den Bündelkreis des Stengels; bei *g* Anschluss der Gefässbündel der Knospe. Bei *C* schematische Längsansicht des Gefässbündelverlaufs in einer Ebene entworfen; *g* Anschluss der Knospenbündel. *A* und *B* 10 Mal vergrössert.

innerhalb des Knotens, statt in der Höhe, in welcher das Diaphragma ausgespannt ist. Solche Gefässbündel, wie die hier vorliegenden, welche den Blättern und dem Stamme gemeinsam sind, werden als gemeinschaftliche Gefässbündel oder als Blattspuren bezeichnet. Dahingegen heissen Gefässbündel, welche nur dem Stamme zukommen, in ihm verbleiben und mit ihm akropetal fortwachsen, stammeigene.

Nicht bei allen mit Scheitelzellen wachsenden Gefässkryptogamen hat diese Scheitelzelle eine dreiseitig pyramidale Form aufzuweisen, doch ist letztere Form die verbreitetste. Es kommen aber auch zweischneidig keilförmige Scheitelzellen hier vor, welche Segmente in zwei Reihen bilden. Die zweischneidigen Scheitelzellen sind kriechenden, bilateral entwickelten Stämmen eigen, die dreiseitig pyramidalen aufrechten, multilateral ge-

bauten. Die Gliederung der Segmente zeigt Verschiedenheiten. Die Blätter gehen aus genau bestimmten oder auch unbestimmten Segmenttheilen hervor, verdanken einer einzigen Oberflächenzelle ihre Entstehung oder wölben sich gleich als mehrzellige Höcker aus mehreren Oberflächenzellen hervor; sie wachsen eine Zeitlang mit einer zweischneidigen Scheitelzelle oder eine solche ist nicht nachzuweisen. Somit macht uns Equisetum nur mit einem der gegebenen Differenzirungsvorgänge am Vegetationskegel bekannt, ohne die Mannigfaltigkeit der möglichen Fälle zu erschöpfen.

Anmerkungen zum XIX. Pensum.

[1]) Sanio, Bot. Zeitung, 1864, pag. 223, Anm. **, 1865, pag 184; de Bary, vergl. Anat., pag. 9; L. Kny, Wandtafeln, III. Abth., pag. 99.

[2]) Sachs, Arbeiten des bot. Inst. in Würzburg. Bd. II, pag. 46 u. 185.

[3]) Hanstein, die Scheitelzellgruppe i. Vegetationspunkt d. Phanerogamen, pag. 9; Warming, Rech. s. l. ramif. d. Phaner.

[4]) Cramer in Naegeli's Pflanzenphys. Unters., Heft II, 1855, pag. 10; Hegelmaier, Bot. Zeitung, 1872, Sp. 773; Strasburger, Coniferen und Gnetaceen, 1872, pag. 336.

[5]) Eine ältere Figur aus Coniferen und Gnetaceen, Taf. XXV, Fig. 29, nach entsprechender Behandlung des alten Präparats, mit diesem verglichen und verbessert.

[6]) Vergl. Sachs, l. c.

[7]) Vergl. Cramer, Pflanzenphys. Unters. v. Naegeli, Heft 3, pag. 21; Reess, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. VI, pag. 209; Sachs, Lehrb. IV. Aufl., pag. 393 und Goebel, Grundzüge, pag. 291; de Bary, vergl. Anat., pag. 20.

XX. Pensum.

Es gilt nunmehr auch den Vegetationskegel einiger Wurzeln kennen zu lernen. Wir beginnen mit den Angiospermen. Der Bau der Wurzelspitze derselben[1]) lässt sich relativ leicht bei den Gramineen studiren. Dieselben führen uns freilich nur einen der bei Angiospermen möglichen Typen dieses Wurzel-Wachsthums vor, doch einen recht verbreiteten und instructiven, der daher sehr geeignet ist, uns in die betreffenden Vorgänge einzuführen. Um günstiges Material zu erhalten, wählt man mit Vortheil in Blumentöpfen gezogene Pflanzen. Stülpt man den Blumentopf um, so sind meist freie Wurzelspitzen in der Peripherie des Erdbodens zu finden. Man untersuche dieselben frisch, nicht an Alcohol-Material. Wir wählen die gemeine Gerste, Hordeum vulgare, für eingehenderes Studium. Zunächst stellen wir, um uns zu orientiren, einen Querschnitt durch einen älteren Wurzeltheil her. Wir finden in der Mitte des axilen Gefässbündelcylinders ein grosses Gefäss, dann in der Peripherie desselben etwa acht Gefässstrahlen mit ebenso vielen Basttheilen alternirend. Wie auch sonst bei Gramineen, reichen die Gefässstrahlen hier bis an die Endodermis, unterbrechen somit das Pericambium. Die Endodermis lässt, mehr oder weniger deutlich, den schwarzen radialen Schatten erkennen; dann folgt die ziemlich starke Rinde. — Den Längsschnitt durch die Wurzelspitze stellen wir zwischen Daumen und Zeigefinger her. Derselbe muss genau median sein; dann ist das Bild klar, auch ohne Anwendung von Reagentien, die hier die Deutlichkeit wenig fördern. — Vor allen Dingen fällt es auf, dass der Wurzelkörper von der Wurzelhaube scharf abgegrenzt ist. Es lässt sich thatsächlich eine Linie, welche der Aussenfläche der Epidermis folgt, continuirlich über den Scheitel, zwischen Wurzelkörper und Wurzelhaube, verfolgen (vergl. die umstehende Figur 100). Doch läuft das Dermatogen nicht als solches über den Scheitel, vielmehr ist zu constatiren, dass das Dermatogen (*d*) und das Periblem (*pr*) am Scheitel in gemeinsamen Initialen gipfeln. In der umstehenden Figur ist nur eine einzige solche gemeinsame Initiale vorhanden, es können auch mehrere sein. Das Dermatogen lässt sich als solches bis an diese Initialen heran verfolgen; das Periblem stösst

auch, nur eine Zellschicht stark, an dieselben. Das Plerom gipfelt unter dieser gemeinsamen Dermatogen-Periblem-Kappe in eigenen Initialen. An die Linie, welche Wurzelkörper und Wurzelhaube trennt, grenzen nach aussen die Initialen für die Wurzelhaube, eine flachzellige Schicht bildend, die als Kalyptrogen (*k*) bezeichnet

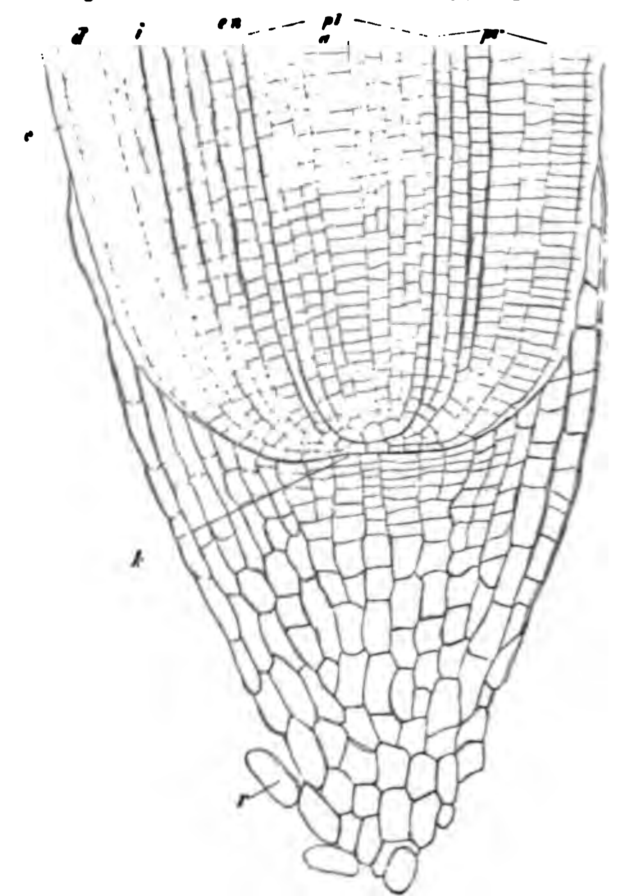


Fig. [illegible]. Medianer Längsschnitt durch die Wurzelspitze von Hordeum vulgare. *k* Kalyptrogen; *e* verdickte Aussenwand der Epidermis; *d* Dermatogen; *pr* Periblem; *pl* Plerom; *en* Endodermis; *i* Intercellulargang; *a* Zellreihe, welche das centrale Gefäss bilden wird, *r* abgestossene Zellen der Wurzelhaube. Vergr. 180.

wird. Die von dem Kalyptrogen nach aussen abgegebenen Zellen sind, ihrem Ursprung gemäss, in gerade Reihen angeordnet; zunächst flach, gewinnen sie alsbald an Höhe. Am Gipfel der Wurzelhaube runden sie sich ab; trennen sich schliesslich von einander und werden desorganisirt (*r*). — Eine Eigenthümlichkeit der Gramineen ist es, dass ihr Dermatogen an der Aussenseite

stark verdickt wird (*c*). Diese verdickte Aussenwandung ist weissglänzend, stark quellbar und erscheint um so dicker, je länger der Schnitt im Wasser liegt. An der Grenze der Zellen sieht man einen stark lichtbrechenden Streifen mehr oder weniger tief in die verdickte Aussenwand hineinragen. Es sind das die primären Wände der Zellen und zwar ragen dieselben um so tiefer in die verdickte Wand hinein, je älter sie sind. Die Wand zeigt eine deutliche Schichtung. Das Periblem hat durch perikline Theilungen die Zahl seiner Schichten rasch vermehrt. Zwischen den inneren Schichten desselben treten sehr bald mit Luft erfüllte Intercellulargänge auf, so wie dies in unserer Figur durch schwarze Schatten angedeutet ist (z. B. bei *i*). Das Periblem erzeugt die Rinde, die innerste Schicht desselben wird zur Endodermis. Das Plerom endet kegelförmig in einer Gruppe von Initialen, deren zwei in dem abgebildeten Längsschnitt zu sehen waren. Es bildet den axilen Gefässbündelcylinder. Die Differenzirung des grossen, centralen Gefässes in demselben lässt sich bis unter die Initialengruppe verfolgen. Die Zellen, aus denen dieses Gefäss hervorgehen soll, zeichnen sich durch grössere Breite aus (*a*). Die für die kleineren Gefässe bestimmten Elemente werden erst weit später unterscheidbar.

Der hier beschriebene Typus ist, wie schon erwähnt, nicht der einzige für Angiospermen-Wurzeln giltige. Es kommen zahlreiche Modificationen desselben vor. So kann, wie bei der geschilderten Graminee, ein gesondertes Meristem für die Wurzelhaube (ein Kalyptrogen) vorhanden sein, ein gesondertes Plerom, ausserdem aber auch noch Dermatogen und Periblem getrennt über den Scheitel laufen. Eine so weit gehende Sonderung lässt sich im Grossen und Ganzen nur selten beobachten. Hingegen kommt es bei Dicotylen häufig vor, dass Wurzelhaube und Epidermis gemeinsame Initialen haben. Dieselbe Initialschicht giebt durch perikline Theilungen Elemente nach der Wurzelhaube ab und theilt sich antiklin, um Elemente für die Epidermis zu bilden. Periblem und Plerom besitzen ihre gesonderten Meristeme. Mediane Längsschnitte durch Wurzelspitzen von Helianthus annuus oder Polygonum Fagopyrum, die man zur Untersuchung wählen könnte, zeigen den eben geschilderten Bau. Eigenthümliche Verhältnisse bieten die Cucurbitaceen und Papilionaceen. Hier findet man eine gemeinsame Initialzone, die von ihrer Aussenfläche Zellen abgiebt für den Mitteltheil der Haube, von ihrer Innenfläche Zellen für das Plerom und das vielschichtige Periblem. An ihrem Rande bildet diese Initialzone die Seiten der Wurzelhaube und das Dermatogen. Ein medianer Längsschnitt durch die Wurzelspitze von Pisum sativum ist für diesen Typus zu empfehlen.

Die Wurzeln der Gymnospermen zeigen eine in mancher Beziehung eigenartige Gliederung im Meristem ihres Vegetationskegels, die wir an Thuia occidentalis verfolgen wollen. Der Querschnitt durch die ausgewachsene Wurzel gleicht dem uns schon bekannten Querschnitt durch die Wurzel von Taxus baccata, nur dass die Wurzeln von Thuia meist tetrarch gebaut sind. Der mediane

Längsschnitt durch die Wurzelspitze zeigt einen scharf begrenzten Pleromcylinder, der in wenigen Initialen gipfelt und von einem vielschichtigen, zwölf bis vierzehn Zelllagen starken Periblemmantel umgeben wird. Derselbe setzt sich über den Scheitel fort und zwar bilden dort seine acht bis zehn inneren Reihen geschlossene Initialschichten, während die äusseren Reihen in unregelmässig angeordnete, relativ grosse Zellen übergehen. Diese grossen Zellen reichen bis zum Gipfel der Wurzelhaube, wo sie schliesslich aus dem Verband treten und abgestossen werden. Die Wurzelhaube von Thuia und der Gymnospermen überhaupt, besteht aus den äusseren Theilen des Periblems; Dermatogen wie Kalyptrogen fehlen. Die über den Pleromscheitel laufenden Initialschichten des Periblems theilen sich durch perikline und antikline Wände. Die periklinen Theilungen vermehren die Zahl der Periblemschichten und ergänzen von innen aus die an der Peripherie abgeworfenen Elemente. Die antiklinen Wände vermehren die Zahl der Zellen in den einzelnen Schichten und sorgen vornehmlich für den Aufbau der Rinde. Da die antiklinen Wände in den aufeinanderfolgenden Schichten ziemlich genau aufeinander treffen, bilden sie antikline Zellreihen, welche in der Mitte gerade, nach den Seiten hin wie die Strahlen eines Springbrunnens, auseinanderweichen, eine Schaar coaxialer Parabeln darstellend. So erscheinen uns auch hier Antiklinen und Periklinen als orthogonale Trajectorien. Die periklinen Theilungen in den Initialschichten des Scheitels haben zur Folge, dass man die Zellreihen der Rinde, wenn man dieselben gegen die Spitze hin verfolgt, sich stetig verdoppeln sieht. Die mittelsten, geraden, antiklinen Zellreihen im Periblem der Wurzelspitze zeichnen sich vor den benachbarten aus. Sie bilden eine „Periblemsäule", die in den äusseren gebräunten Elementen der Wurzelhaube sich verliert. Diese Säule erscheint heller, ihre Zellen unmittelbar an einander schliessend, während die seitlich angrenzenden lufterfüllte Intercellularräume bilden. Auch sind die Zellen der Säule durch besonderen Stärkereichthum ausgezeichnet. Wie aus den beobachteten Verhältnissen folgt, kann die Wurzel von Thuia eine Epidermis nicht besitzen, die Seitenflächen der Wurzel werden vielmehr von der jeweilig äussersten Periblemschicht eingenommen. Verfolgt man eine solche Schicht in der Richtung zum Scheitel, so sieht man sie alsbald unter eine andre gelangen, welche nunmehr eine Zeit lang die Oberfläche behauptet. Diese äussersten lebenden Zellschichten werden an ihrer Oberfläche von den collabirten und gebräunten Wänden abgestorbener Zellschichten geschützt. Die Wurzeln der Gymnospermen besitzen im Allgemeinen keine Wurzelhaare, wir suchen solche bei Thuia occidentalis vergebens. — Die nebenstehende Figur 101 giebt bei schwacher Vergrösserung das Bild eines Längsschnittes wieder und dürfte die Orientirung über denselben erleichtern. Die Zellenzüge konnten freilich bei so geringen Dimensionen nur angedeutet werden. Wir sehen somit, von aussen nach innen fortschreitend, die gebräunten, collabirten Zell-

hüllen (x), dann das Periblem (pr), das sich nach oben über den Scheitel verfolgen lässt und dessen äusserste Lagen dort die Wurzelhaube bilden, endlich das Plerom (pl), dessen oberer Abschluss bei schwacher Vergrösserung nicht ganz deutlich wird. Ja man neigt, den oberen Theil des Plerom für umfangreicher zu halten, als er wirklich ist, weil die innersten, an das Plerom grenzenden Schichten des Periblems ohne Intercellularräume sind und daher, was in dem Bilde angedeutet, eben so hell wie der Pleromcylinder erscheinen. Der Pleromcylinder zeigt sich im ältesten Theile des Schnittes von einer rothen Zellschicht eingefasst; welche, wie ein Vergleich mit dem Querschnitt lehrt, die mit rothem Zellsaft erfüllte Endodermis ist. Dieselbe wird noch in merklicher Entfernung vom Scheitel unkenntlich. Auch Gefässe (s) treten in dem ältesten Theile des Pleromcylinders auf. Den Periblemscheitel durchsetzt die sich heller zeichnende Säule (c). An diese stossen seitlich die lufthaltigen Periblemschichten. Dieselben erreichen aber weder das Plerom, noch auch die Oberfläche der Wurzel vollständig. Letztere wird von grösseren, sich bräunenden Zellen eingenommen.



Fig. 101. Längsschnitt durch die Wurzelspitze von Thuia occidentalis. x äussere gebräunte Lage aus abgestossenen Zellen; pr Pericambium; pl Plerom; e Endodermis; s Schraubengefässe; c Periblemsäule; k Wurzelhaube. Vergr. 26.

Ist man über den Bau der Wurzel von Thuia occidentalis orientirt, so ist es nicht schwer, sich in den Längsschnitten durch den Vegetationskegel der Wurzel von Taxus baccata zurechtzufinden. Auch bei dieser, wie bei allen anderen Gymnospermen, läuft das Periblem über den Scheitel des Vegetationskegels und bildet hier nach aussen die Wurzelhaube. Oft ist aber hier das Periblem am Scheitel nicht so stark wie bei Thuia entwickelt. Ausserdem sieht man die äusseren Periblemreihen, soweit diese an die Oberfläche des Wurzelkörpers gelangen, sich durch antikline Theilungen vermehren und so eine Art Pseudoepidermis erzeugen. Diese besteht somit aus Stücken aufeinanderfolgender Periblemschichten und erzeugt sogar Wurzelhaare aus ihren Zellen. Taxus baccata gehört somit zu den wenigen Coniferen, die Wurzelhaare besitzen und da diese Haare in geringer Entfernung vom Scheitel bereits auftreten, leicht intact zu erhalten sind und den Bau typischer Wurzelhaare zeigen, so wollen wir dieselben uns näher ansehen. Vor Allem bemerken wir, dass dieselben dicht mit kleinen Bodentheilchen beklebt sind, eine bei Wurzelhaaren stets wiederkehrende Erscheinung, die davon herrührt, dass die Bodentheilchen in die schleimige äussere Schicht

der Wurzelhaare aufgenommen werden. Hierdurch kommt ein äusserst inniger Contact zwischen Wurzelhaaren und Bodentheilchen zu Stande. Gerade bei Taxus kann man sich auch von der Zweischichtigkeit der Membran der Wurzelhaare überzeugen[3]) und feststellen, dass nur die äussere, der Cuticula entsprechende Schicht verschleimt ist. An den Wurzelhaaren anderer Pflanzen ist diese äussere Schicht nur in den Fällen nachweisbar, wo diese in trockner Erde wachsen, bei grösserer Feuchtigkeit tritt dort ein starkes Aufquellen eventuell eine Lösung der Schleimschicht ein. Diese Schleimschicht lässt sich schön roth durch eine wässrige oder besser alcoholische Lösung von Carminsäure färben, in der wir somit ein neues Mittel kennen lernen, um gummöse Substanzen zu tingiren. Nigrosin färbt die Gallertschicht stahlblau, Haematoxylin die Schleimhaut violett, die innere Schicht röthlich.[4])

Wie schon hervorgehoben wurde, sind die Vegetationskegel aller Gymnospermen-Wurzeln im Wesentlichen übereinstimmend gebaut. Auch der fertige Zustand gewährt nur wenig Unterschiede, die sich hauptsächlich auf die Entwicklung der äusseren Verstärkungsschicht der Endodermis, resp. die Art der Verdickung der Rindenzellen, beziehen. Im axilen Gefässbündelcylinder wäre die Eigenthümlichkeit der Pinus-Arten zu erwähnen, deren Holztheile sich nach aussen spalten, um einen Harzgang zwischen ihre Schenkel aufzunehmen. Die Holztheile bekommen dadurch im Querschnitt ein **Y**förmiges Aussehen.

Wir wollen auch die Coniferenwurzeln benutzen, um uns mit den Verzweigungsverhältnissen der Wurzeln überhaupt bekannt zu machen. Es fällt uns bei Untersuchung der Wurzeln von Thuia occidentalis auf, dass dieselben in vier, eventuell auch in drei geraden Reihen ihre Seitenwurzeln tragen. Wir stellen leicht an Querschnitten fest, dass drei Reihen von Seitenwurzeln triarchen, vier Reihen tetrarchen Centralcylindern entsprechen. Wir stellen nunmehr einen Querschnitt durch eine Wurzel in der Insertionsstelle einer Seitenwurzel her und constatiren, dass die Seitenwurzel vor einem Holztheil steht. Da nun die Holztheile in gerader Richtung im Centralcylinder laufen, so erklärt sich hieraus auch die geradzeilige Anordnung der Seitenwurzeln. Wir verfolgen auch noch weiter die Details des Anschlusses. Da sehen wir vor Allem, dass die Holztheile der Seitenwurzel an den einen, ihr nächsten Holztheil der Mutterwurzel ansetzen. Bei tetrarchem Bau der Seitenwurzel setzen zwei ihrer Holztheile oben und unten, zwei rechts und links an; bei triarchem ist ausser den beiden oberen nur ein einziger seitlicher Anschluss vorhanden. Der Anschluss erfolgt nur an die äussersten Schraubengefässe des Holztheils. Der Centralcylinder der Seitenwurzel geht in denjenigen der Mutterwurzel über. Die Basttheile der Seitenwurzel schliessen an diejenigen der Mutterwurzel an. Ebenso sind die Pericambien und die Endodermen beider in Verbindung. Die Endodermis führt rothen Zellsaft und markirt sich daher sehr scharf. Die Rinde der Seitenwurzel ist somit durch die Endodermis sowohl von dem eigenen wie

von dem Centralcylinder der Mutterwurzel abgeschlossen. Die transversalen Ringe der an die Endodermis grenzenden Verstärkungsschicht lassen sich bis an die Endodermis der Mutterwurzel verfolgen. Diese Ringe und alle sonstigen verholzten Theile des Schnittes werden nach Zusatz von Salzsäure oder Schwefelsäure schön violett gefärbt, es tritt eben die schon früher beschriebene Phloroglucinreaction ein. Die Rinde der Seitenwurzel keilt sich an ihrem Grunde in wenig Zellreihen aus. Sie erreicht den Cylinder der Mutterwurzel. Der Rindenkörper derselben ist entsprechend durchbrochen, er zeigt sich mit einer gebräunten, aus abgestorbenen Zellresten gebildeten Oberfläche gegen die Tochterwurzel abgegrenzt.

Die diarchen Wurzeln von Taxus baccata tragen dem entsprechend nur zwei Reihen von Seitenwurzeln. Querschnitte, in der Höhe der Insertion junger Seitenwurzeln ausgeführt, zeigen, dass der Gefässanschluss hier nach oben und unten erfolgt, die beiden Holztheile der Tochterwurzel somit in derselben Ebene wie die beiden Holztheile der Mutterwurzel liegen. Dieselbe Richtung des Anschlusses ist auch bei den angiospermen Pflanzen, soweit deren Seitenwurzeln diarch gebaut sind, besonders verbreitet.[5]) Hingegen findet man bei den Gefässkryptogamen[6]) den Anschluss der diarchen Seitenwurzeln transversal, das heisst rechts und links an den Holztheil der Mutterwurzel. Solcher transversaler Anschluss ist übrigens auch unter den Coniferen bei Pinus-Arten[7]) gegeben. Die Holztheile setzen hier rechts und links an die beiden Schenkel des Y-förmigen Holztheils der Mutterwurzel an und stören so nicht den Verlauf des zwischen den Schenkeln befindlichen Harzganges. — Im Allgemeinen stehen bei allen Gefässpflanzen die Seitenwurzeln vor den Holztheilen der Mutterwurzel, nur bei den Gramineen, den Umbelliferen und Araliaceen ist dieses Verhältniss ein anderes. Bei den Gramineen entspringen die Seitenwurzeln zwischen den Holztheilen, weil die Gefässe der letzteren bis an die Endodermis reichen; die Seitenwurzeln finden sich vor den Basttheilen inserirt. Bei den Umbelliferen und Araliaceen liegt ein Oelgang vor dem Holztheil und diesem ausweichend entspringen die Seitenwurzeln zu den beiden Seiten des Holztheils der Mutterwurzel, zwischen diesem und dem Basttheil. Die Umbelliferen und Araliaceen bilden demzufolge auch die eigenartige Ausnahme, dass sie zwei Mal so viel Seitenwurzeln produciren als Holztheile vorhanden sind.[8])

Die Seitenwurzeln der Coniferen werden so wie auch diejenigen anderer Gefässpflanzen akropetal angelegt. Nur ausnahmsweise erfolgt die nachträgliche Einschiebung von Seitenwurzeln zwischen schon vorhandene. Will man somit die Entwicklungsgeschichte der Seitenwurzeln verfolgen, so muss man die Mutterwurzel in entsprechend abzuschätzender Region an aufeinander folgenden Querschnitten oder an entsprechend orientirten Längsschnitten untersuchen. Wir führen diese Untersuchung an einer kräftigen, in reichlicher Verzweigung begriffenen Wurzel von Taxus baccata (eine andere Conifere kann ebenso dienen) aus. Auf Längsschnitten trifft man die gewünschten Zustände leichter als auf Querschnitten, nur muss man darauf achten, dass die Längsschnitte in der Ebene der Holztheile, in welcher ja die Verzweigung erfolgt, ausgeführt werden. Die Querschnitte sind insofern instructiver, als sie das Verhältniss an den Holztheilen der Mutter-

wurzel besser zeigen. Die Bildung der Anlage wird durch perikline Theilungen in der Pericambiumschicht vor den Gefässen eingeleitet. Die Theilungszone breitet sich an ihren Rändern aus, während sie gleichzeitig in ihrer Mitte durch fortgesetzte perikline und antikline Theilungen an Dicke zunimmt. Die Endodermis wird von dem sich bildenden Höcker gedehnt. In der Verstärkungsschicht der Endodermis sieht man die radialen Ränder unkenntlich werden und schwinden. Die Endodermis selbst tritt alsbald mit in Theilung ein, sie betheiligt sich an der Bildung der äussersten Kappen der Wurzelhaube. Alsbald ragt die Anlage der Tochterwurzel in die Rinde der Mutterwurzel hinein, dieselbe verdrängend und desorganisirend. Ist etwa die halbe Dicke der Rinde durchsetzt, so beginnt sich in der Wurzelanlage der Pleromscheitel gegen das Periblem abzuheben. Nachdem die Tochterwurzel die Rinde durchbrochen hat, bilden sich die ersten Gefässe im Anschluss an diejenigen der Mutterwurzel aus, erst später fängt die Endodermis und deren Verstärkungsschicht an, sich am Grunde der Anlage zu markiren.

Bei allen Phanerogamen-Pflanzen geht die Anlage der Seitenwurzeln aus dem Pericambium hervor und können daher bei Gramineen die Seitenwurzeln nicht vor den Gefässstrahlen liegen, weil diese bis an die Endodermis reichen. Bei den Gefässkryptogamen hingegen wird die Scheitelzelle für die Seitenwurzel in der innersten Rindenschicht, nämlich einer vor dem Holztheil gelegenen Endodermiszelle, die bei Marsilia schon durch ihre Grösse ausgezeichnet ist, gebildet.[9]) Diese Scheitelzelle ist somit bei den Gefässkryptogamen, mit Ausnahme von Equisetum, durch das Pericambium von dem Holztheil getrennt. In den Wurzeln von Equisetum fehlt das Pericambium und grenzt daher die Anlage der Tochterwurzel direct an die Gefässe der Mutterwurzel. Bei den andern Gefässkryptogamen, die ein Pericambium besitzen, gehen aus diesem vornehmlich die Gefässverbindungen der Tochterwurzel hervor.

Wie der Stamm, so hat auch die Wurzel von Lycopodium keine Scheitelzelle aufzuweisen und weicht hierin von den andern Classen der Gefässkryptogamen ab. Auch sind die Wurzeln aller Lycopodiaceen durch ihre sonst nur noch in abnormer Weise im Pflanzenreich vorkommende dichotomische Theilung ausgezeichnet. Das Alles veranlasst uns, eine solche Wurzel zu untersuchen und zwar geben wir hier wieder Lycopodium Selago den Vorzug. Die dichotomische Verzweigung der Wurzel ist ohne Weiteres zu constatiren. Die Verzweigungsebenen stehen meist senkrecht aufeinander; doch können mehrere Verzweigungen nach einander in derselben Ebene folgen. Der mediane Längsschnitt durch die Wurzelspitze ist nicht schwer zu erhalten und zeigt das Aussehen des umstehenden Bildes (Fig. 102). Man sieht das Meristem des Scheitels in getrennte Histogene auffallend scharf gesondert. Das Dermatogen (d) läuft einschichtig über den Scheitel des Wurzelkörpers, nur dass die Zellen desselben dort niedriger werden. Das Periblem (pr) ist drei Schichten stark, das Plerom (pl) gipfelt in einer Gruppe eigener Initialen. Das Plerom bildet auch hier den axilen Gefässbündelcylinder, das Periblem die Rinde, der fertige Bau der Wurzel entspricht demjenigen des Stammes. Die Initialen des Dermatogens theilen sich nur durch antikline Wände

und auch in den Periblemlagen des Scheitels treten nur solche Wände auf. Die Wurzelhaube wird von einem eigenen, an das Dermatogen grenzenden „Kalyptrogen" (*k*) regenerirt; dieses theilt sich durch perikline und antikline Wände. Die Entwicklungsgeschichte lehrt, dass an der Wurzelanlage dieses Kalyptrogens durch perikline Theilungen aus dem Dermatogen gebildet wird; hat aber die junge Wurzel die Stammrinde durchbrochen, so bleibt

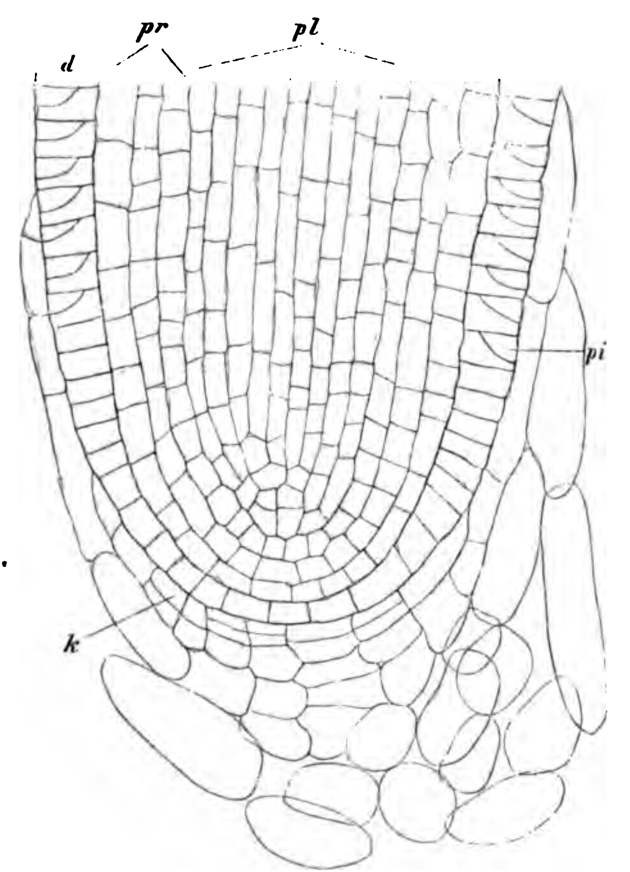


Fig. 102. Längsschnitt durch eine Wurzel von Lycopodium Selago; *d* Dermatogen; *pr* Periblem; *pl* Plerom; *k* Kalyptrogen; *pi* Haarinitialen. Vergr. 240.

fortan das Dermatogen einschichtig und ist die Wurzelhaube auf die Theilungsproducte des von dem Dermatogen abgesonderten Kalyptrogens angewiesen. Die Aussenfläche der Wurzelhaube nehmen aus dem Gewebeverbande getretene Zellen ein. Eigenthümlich ist die Bildung der Wurzelhaare an der jungen Epidermis. Ihre Bildung beginnt sehr früh. Wie die Abbildung (bei *pi*) zeigt, wird zu diesem Zwecke vom Grunde jeder Epidermiszelle eine keilförmige Zelle abgeschnitten. Die Scheide-

wand, die dies vollzieht, trifft die grundsichtige Wand der Epidermiszelle unter auffallend spitzem Winkel; es ist dies eines der seltenen Beispiele für so spitzwinklige Schneidung der Scheidewände. Die abgetrennte Zelle theilt sich in zwei gleiche, nebeneinander liegende Schwesterzellen. — Diese Zellen wachsen zu je einem langen, wie alle Wurzelhaare einzellig bleibenden Schlauche aus. Flächenansichten der Epidermis zeigen, dass diese Haarinitialen die ganze Breite der Epidermiszelle einnehmen; jetzt sieht man auch deutlich die häufige, durch eine antiklin gestellte Längswand erfolgte Halbirung der primären Haarinitiale. Dementsprechend stehen dann zwei Wurzelhaare neben einander. Die Haarinitialen bleiben kurz, während die anstossende Epidermiszelle bedeutende Streckung erfährt. — Hin und wieder gelingt es, auf medianen Längsschnitten Gabelungsanlagen zu treffen. An solchen Schnitten constatirt man, dass zunächst, entsprechend der künftigen Gabelungsebene, das Plerom an Breite zunimmt. Die übrigen Histogene folgen diesem Vorgang. Die mittleren Zellen des erweiterten Pleromscheitels verlieren hierauf ihren Charakter als Initialen, während dieser Charakter den Randzellen erhalten bleibt. Aehnliches spielt sich am Periblem, Dermatogen und Kalyptrogen ab und alsbald ist ein mittlerer, die Gabelungsebene senkrecht halbirender Gewebsstreifen in der Entwicklung zurückgeblieben, so dass sich die Gabelung zu markiren beginnt.

Wir wollen es nunmehr versuchen, auch den Vegetationskegel einer Wurzel kennen zu lernen, die mit Scheitelzelle wächst.[11]) Bei diesen ist eine solche Mannigfaltigkeit, wie an den mit Scheitelzellen wachsenden Stämmen nicht gegeben. Nur die dreiseitig pyramidale Scheitelzelle kommt vor und auch die Gliederung der von ihr gebildeten Segmente bleibt sich constant. Wir untersuchen die uns bereits bekannten Wurzeln von Pteris cretica, können aber ebensogut ein anderes Farnkraut wählen. Durch Umstülpen der Blumentöpfe gelangen wir leicht zu unversehrten Wurzelspitzen. Zunächst erinnern wir uns, dass die Wurzeln von Pteris cretica, wie der Farnkräuter überhaupt, diarch gebaut sind; mit den Holztheilen wechseln flache Basttheile ab, das Pericambium ist einschichtig, die Endodermis flach, die Rinde bei Pteris cretica gebräunt, in ihren inneren Theilen stark verdickt (vergl. Fig. 78). Wir suchen jetzt zwischen Daumen und Zeigefinger einen feinen medianen Längsschnitt von der Wurzelspitze zu erhalten. Es ist nicht eben schwer die Scheitelzelle zur Ansicht zu bekommen; sie nimmt hier aber nicht den Scheitel der Wurzel ein, ist vielmehr von dem Gewebe der Wurzelhaube bedeckt. Diese Scheitelzelle (*t* Fig. 103) hat wie am Stamm von Equisetum die Gestalt einer dreiseitigen Pyramide, deren convexe Grundfläche nach der Haube gekehrt, während die durch das Zusammenstossen der drei Seitenflächen gebildete Spitze in den Wurzelkörper eingesenkt ist. Die Theilungen erfolgen wie am Stamm von Equisetum parallel zu den Seitenflächen; ausserdem aber wird von Zeit zu Zeit (meist nach je drei der eben geschilderten Theilungen)

eine der convexen Grundfläche gleichgerichtete Wand gebildet (vergl. die Figur). Die Scheitelzelle behält bei dieser Theilung ihre Gestalt, die nach der Grundfläche zu abgegebene Zelle hat aber nahezu die Gestalt eines Kugelabschnittes. Diese Zelle ist eine primäre Kappenzelle, sie giebt einer kappenförmigen Zellschicht oder Kappe (*k*) der Wurzelhaube den Ursprung. Sie theilt sich zunächst durch eine auf ihrer Grundfläche senkrechte Wand in zwei Hälften, jede Hälfte wiederholt die Theilung, wodurch vier im Grundriss quadratische Zellen gebildet werden. In diesen

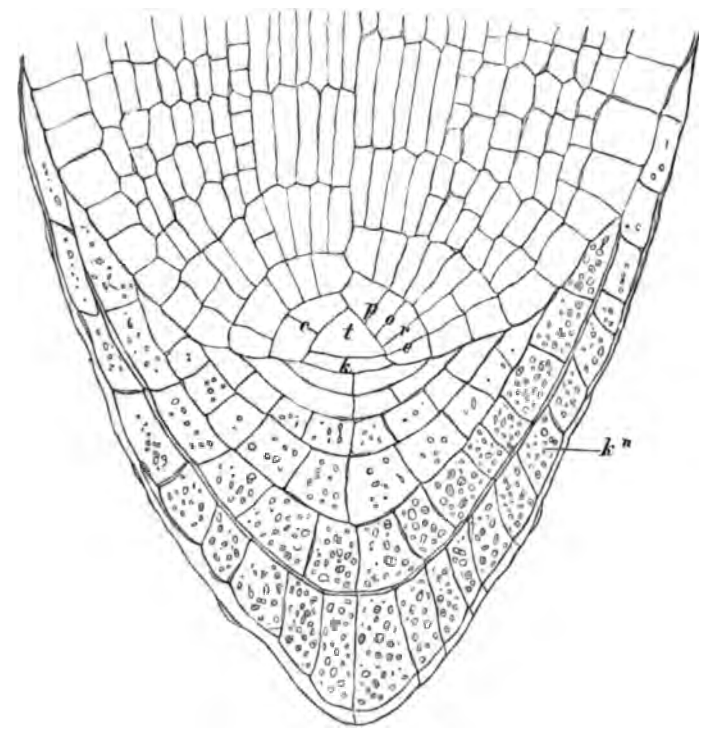


Fig. 103. Medianer Längsschnitt durch die Wurzel von Pteris cretica. *t* Scheitelzelle; *k* Kappe, k^n äusserste Kappe; *c* Cambiumwand; *e* Epidermiswand; *r* Rindenwand; *p* Pericambiumwand. Vergr. 240.

wiederholen sich die Theilungen stets durch senkrecht gegen die Grundfläche gerichtete Wände, so dass eine ältere Kappe (k^n) aus einer grossen Anzahl von Zellen besteht. Die Zellen der älteren Kappen füllen sich mit Stärkekörnern. Sie werden allmählich desorganisirt, während die Scheitelzelle fort und fort neue Kappeninitialen nachliefert. Die Aussenwände der zeitweilig äussersten Kappen werden stark verdickt. — Die parallel zu den Seitenflächen der Scheitelzelle gebildeten Scheidewände folgen, wie im Stamm von Equisetum, der Richtung einer Spirale.

Die erste Wand in den Segmenten ist eine antikline Längswand, welche die Hauptwände der Segmente senkrecht trifft und in ihrem Verlauf diejenige Eigenthümlichkeit zeigt, die wir an der Sextantenwand von Equisetum kennen gelernt haben. Der mediane Längsschnitt zeigt uns diese Wand nicht, wir werden sie erst am Querschnitt sehen. Im Längsschnitt hingegen zeigt sich als erste Wand die sogenannte Cambiumwand, welche der Aussenwand des Segments parallel läuft und von jeden der gebildeten Sextanten eine kleinere äussere Zelle abschneidet. Aus der grösseren inneren Zelle der Sextanten wird der axile Gefässbündelcylinder, aus der kleineren äusseren Epidermis und Rinde hervorgehen. Es folgt hierauf die sogenannte Epidermiswand (*e*), welche die äussere Zelle jedes Sextanten in zwei Hälften zerlegt. Die ausserhalb der Wand *e* gelegene Zelle wird sich nur noch antiklin theilen und die Epidermis bilden. Die mittlere Zelle des Sextanten wird die Rinde bilden und erhält alsbald eine sie halbirende perikline Wand (*r*), die als Rindenwand bezeichnet wird und die innere von der äusseren Rinde trennt. In den beiden Rindenzellen erfolgen weitere antikline (im Längsschnitt nicht sichtbare) und perikline Theilungen, die in der äusseren Rinde centrifugal, in der innern Rinde centripetal fortschreiten. Die innerste Schicht der inneren Rinde bildet sich als Endodermis aus. Die innerhalb der Cambiumwand gelegenen Zellen werden zuerst periklin getheilt (durch die Wand *p*) in innere tiefere und äussere flachere Zellen. Diese äusseren flacheren Zellen geben das einschichtige Pericambium, während die inneren durch fortgesetzte Theilung den vom Pericambium umschlossenen Theil des axilen Cylinders bilden. Um alle die genannten Einzelheiten festzustellen, ist freilich ein eingehendes Studium des Objects nöthig. Mit Hülfe des beigefügten Längsschnittes wird man sich aber doch annähernd orientiren können. Man wird bis ziemlich tief hinab am Längsschnitt die einzelnen Segmente abgrenzen können. Als Anhaltepunkt dient das zickzackförmige Ineinandergreifen der Segmente. Die schiefe Lage der Segmente geht allmählich in eine gerade über und zwar eilt hierin der „Cambiumtheil“ des Segments dem „Rindentheil“ voraus, so dass das Segment zeitweise knieförmig gebogen erscheint. Sind die Segmente gerade gerichtet, so stossen sie auch mit geraden Wänden an einander. — Die am Längsschnitt gewonnenen Anschauungen wollen wir noch an Querschnitten zu vervollständigen suchen. Wir schneiden, vom Scheitel beginnend, zwischen Holundermark. Die Schnitte werden freilich nicht zum ersten Mal gelingen und gilt es hier nicht nur Geschick, sondern auch viel Geduld zu zeigen. Die nebenstehende Fig. 104 *A* ist nach einem Querschnitt entworfen, der die Scheitelzelle streifte. Wir sehen die Grundfläche der Scheitelzelle (*t*) und die um diese Scheitelzelle angeordneten Segmente. Das jüngste Segment *1* ist noch ungetheilt, in den folgenden Segmenten *2* und *3* sieht man nur die Sextantenwand (*s*); in dem *4*. und *5*. Segment zeigt sich jeder Sextant durch eine antikline Wand halbirt. In den noch älteren Segmenten treten weitere Antikline hinzu, die aber nicht allein senkrecht, sondern auch parallel zu den Hauptwänden gerichtet sind (*a'*). Dass man in dieser Ansicht nur die antiklinen Wände zu sehen bekommen kann, leuchtet von selbst ein. Wird der Schnitt, der die Scheitelzelle zeigt, tiefer eingestellt, so treten die inneren

Theile der unter der Scheitelzelle gelegenen Segmente in die Erscheinung. Ganze Segmente können wir bei einer Einstellung nicht übersehen, da, wie wir ja am Längsschnitt schon feststellten, diese Segmente schräg gestellt, ja knieförmig gebogen sind. Es treten uns somit nur die Procambiumtheile der Segmente in annähernd gleicher Ebene im Bilde entgegen, so wie sie in Fig. *B*, von den Cambiumwänden (*c*) begrenzt sich zeigen. Umgeben werden sie von den älteren Segmenten, die wir in steil aufsteigender Lage, in einem der Aussenwand fast parallelen, optischen Durchschnitt erblicken. In dem Procambiumcylinder erkennen wir die Sextantenwände (*s*), die wir jetzt in ihrem ganzen bogenförmig gekrümmten Verlauf verfolgen können und die Pericambiumwände (*p*), welche nach

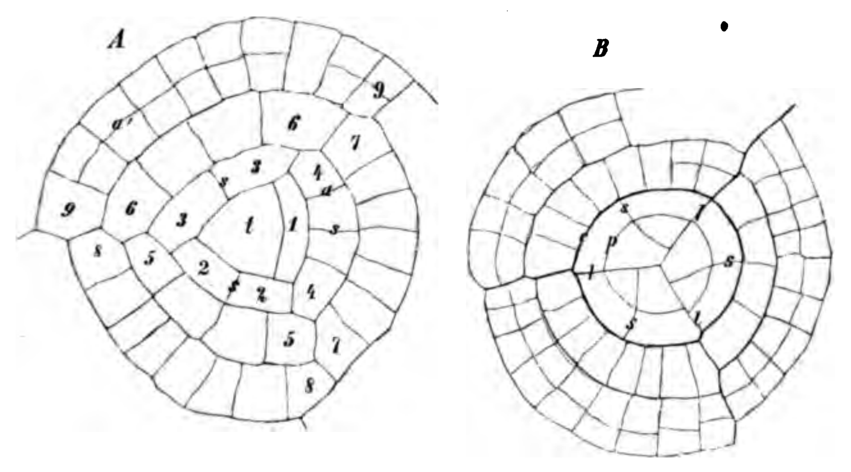


Fig. 104. Querschnitt durch die Wurzel von Pteris cretica. Bei *A* Scheitelansicht des Wurzelkörpers, *1—9* aufeinander folgende Segmente. *s* Sextantenwände; *a* und *a'* antikline Wände. Bei *B* der Procambiumcylinder, von den unter der Scheitelzelle liegenden Segmenten gebildet, umgeben von den emporgerichteten äusseren Segmenten; *l* Seitenwände; *s* Sextantenwände; *c* Cambiumwand; *p* Pericambiumwand. Vergr. 240.

aussen das Pericambium von den inneren Theilen des Procambiumcylinders trennen. Die Seitenwände (*l*) der aufeinander folgenden Segmente sind als schwach gebrochene Linien an dem Pericambiumcylinder bis an die Peripherie des Bildes zn verfolgen.

Im Anschluss an die Wurzeln wollen wir uns mit einem Organ bekannt machen, welches als Saugapparat oder Haustorium bezeichnet wird und das den Cuscuta-Arten dient, um sich an ihren Nährpflanzen zu befestigen und denselben Nahrung zu entziehen.[12]) Die Cuscuta-Arten sind chlorophylllos, können sich somit nicht selbständig ernähren und sind auf eine parasitische Lebensweise angewiesen. Sie umwinden ihre Nährpflanze und treiben an den Contactstellen warzenförmige Auswüchse, deren Kern alsbald

in das Gewebe der Nährpflanze eindringt. Diese Haustorien haben einen von den Wurzeln verschiedenen Bau und werden auch anders als die Nebenwurzeln angelegt, so dass sie als Organe sui generis oder doch als sehr stark veränderte Nebenwurzeln aufzufassen sind. — Um uns mit dem Bau dieser Organe bekannt zu machen, führen wir durch eine beliebige Cuscuta-Art, etwa die auf Klee schmarotzende Kleeseide, Cuscuta Epithymum, eine Anzahl Querschnitte. Diese Querschnitte haben den Cuscuta-Stengel senkrecht zu treffen und gleichzeitig durch die Nährpflanze zu gehen; sie werden an einer Stelle geführt, an der sich ein ausgewachsenes Haustorium befindet. Ist ein solches median getroffen worden, so können wir leicht dessen Bau übersehen. Es fällt uns vor allem der innere Theil, der schon genannte Kern des Haustoriums auf, der aus gestreckten Zellen besteht und mit seinem Ende in die Rinde der Nährpflanze taucht. Dort lösen sich seine Zellenzüge von einander, divergiren büschelartig und bilden haarähnliche Stränge, die Haustorialfäden, die sich zwischen den Zellen der Nährpflanze verfolgen lassen, innerhalb der Gefässbündel bis an das Cambium vordringen, sich auch weiter nach innen bis in das Mark fortsetzen. Die Endzellen dieser Fäden sind oft keulenförmig angeschwollen. Die Längsaxe des Kerns ist von Schraubengefässen eingenommen, die an ein Gefässbündel des Stengels ansetzen. Diese Spiralgefässe reichen oft bis über die Stellen hinaus, an welchen die Trennung der Zellreihen im Kern begonnen hat. Der Kern wird im unteren Theile wie von einer Scheide, von der Epidermis und den äusseren Rindenschichten des Haustoriums umgeben. Diese Scheide steckt auch im Gewebe der Nährpflanze, und wird dort erst an ihrem Scheitel von dem Kern durchbrochen. Ihre Elemente sind mehr oder weniger zerquetscht. Ausserhalb der Nährpflanze dehnt sie sich noch eine Strecke weit im Umkreis des Haustoriums am Cuscuta-Stengel aus, hier an der bedeutenden Grösse ihrer Zellen kenntlich und dementsprechend etwas am Stengel vorspringend. Letzteres Verhalten wird besonders auf Längsschnitten durch den Cuscuta-Stengel, welche gleichzeitig ein Haustorium median getroffen haben, sichtbar. Die Elemente des Haustoriums zeichnen sich durch ihre weiss glänzenden, zarten Membranen aus, während die angrenzenden Rindenzellen der Cuscuta stärker verdickte und gelblich gefärbte Zellwände besitzen.

Um den Anschluss des Gefässbündelsystems der Hauptwurzel an dasjenige des Stammes kennen zu lernen, nehmen wir Keimpflanzen in Untersuchung.[19]) Als ein relativ günstiges Object empfehlen sich Acer-Arten, deren Keimlinge im Frühjahre leicht zu finden sind und die man auch nach Aussaat frischer Samen in drei bis vier Wochen bis zum gewünschten Entwicklungsstadium erziehen kann. Wir wählen die Keimpflanzen von Acer Pseudo-Platanus und zwar zunächst solche, deren Plumula ihre beiden ersten Blätter eben zu entfalten beginnt. Als Plumula bezeichnen

wir die noch unentwickelte Terminalknospe des Keimes; die beiden Keimblätter (Cotyledonen) werden von dem „hypocotylen Gliede" getragen, welches sich anderseits, wie der Augenschein lehrt, ohne scharfe Grenze nach unten in das, sich zur Hauptwurzel entwickelnde Würzelchen (radicula) fortsetzt. Das erste aus der Plumula erzeugte Internodium heisst das epicotyle Glied. An Keimpflanzen, die in relativ intensivem Lichte aufgewachsen sind, erscheint das hypocotyle Glied roth, während es bei Schattenexemplaren hellgrün gefärbt ist. Der rothe Farbstoff bietet hier augenscheinlich Schutz gegen zu intensive Beleuchtung.

Wir stellen zunächst einen Querschnitt durch das epicotyle Glied, dicht über den Cotyledonen her und constatiren bei schwacher Vergrösserung das Vorhandensein von sechs ziemlich gleichmässig im Kreise vertheilten bereits differenzirten Gefässbündeln. Je drei dieser Gefässbündel verrathen eine nähere Beziehung zu einander und die mittleren Bündel jeder Gruppe fallen mit der Mediane des darüber liegenden epicotylen Blattpaares zusammen. Die Querschnitte der Cotyledonen zeigen je sechs bis acht gleichmässig vertheilte Gefässbündel, kein Medianbündel. Nach dem Grunde zu verschmelzen die Bündel in jeder Seite des Cotyledons schliesslich zu einem, somit im Ganzen in jedem Cotyledon zu zweien. Ein schwaches Medianbündel tritt am Grunde des Cotyledons zwischen den beiden Lateralbündeln auf. Dieselben Querschnitte zeigen in den Achseln der Cotyledonen je eine Knospenanlage. Um den ganzen Gefässbündelverlauf und die sonstigen Aenderungen der Structur beim Uebergang von dem Stamme in die Wurzel zu verfolgen, stellen wir eine ununterbrochene Reihe von Querschnitten her, die wir in richtiger Folge auf dem Objectträger anordnen. Mit Tinctionen ist hier wenig geholfen, auch günstiger frisches als Alcoholmaterial zu untersuchen; hin und wieder wird Zusatz von ein wenig Kalilauge von Nutzen sein. Während wir zunächst den Anschluss des epicotylen Gliedes an einem Keimling betrachteten, der seine beiden ersten Laubblätter bereits zu entfalten begonnen hat, ziehen wir es vor, den Uebergang aus dem hypocotylen Gliede in die Wurzel an einer jüngeren Keimpflanze, deren Plumula noch völlig verborgen zwischen den Cotyledonen liegt, zu verfolgen. Wir stellen somit Schnittserien von mindestens zwei Keimpflanzen her. Diese Schnitte führen wir entweder aus freier Hand oder mit Hülfe eines Mikrotoms aus. Für botanische Untersuchungen lässt sich im Grossen und Ganzen ohne Mikrotom auskommen, jedenfalls dürfte ein solches einfachster Construction genügen. Ein Handmikrotom wird von Zeiss (Catalog 1883, No. 140) für 18 Mark geliefert. Dasselbe hat eine runde plan geschliffene Messingplatte von 80 *mm*. Durchmesser, die an einer cylindrischen, zugleich als Handhabe dienenden Hülse befestigt ist. Innerhalb dieser Hülse steckt eine zweite, die mit Hülfe einer Schraube aufwärts und abwärts zu bewegen ist. Die Grösse der Bewegung ist an einer getheilten Schraube abzulesen. Den zu schneidenden Gegenstand klemmen wir zwischen zwei Holundermarkstücke, diese selbst wieder zwischen zwei Korkstücke, die fest in die innere Hülse eingepasst werden. Die Holundermarkstückchen mit dem Object ragen zwischen den Korkstücken vor und befinden sich in der Höhe der oberen Messingplatte. Die Schnitte können mit einem gewöhnlichen oder einem einseitig plan geschliffenen Rasirmesser, welches

man aus freier Hand über die Messingplatte führt, dargestellt werden. Nach jedem Schnitt wird durch Drehung der Schraube das Object entsprechend gehoben. Objecte, die sehr weich sind, ist es vortheilhaft, statt zwischen Holundermark in bestimmten Einbettungsmitteln, von welchen weiter unten die Rede sein soll, zu fixiren. — Ein nach denselben Principien gebautes, auf festem Fuss stehendes Mikrotom liefert Zeiss (Nr. 139) für 40 Mark (Fig. 105). Das Object wird auch hier durch eine Schraube verschoben. Die getheilte Trommel über der Schraube giebt die Verschiebung in Hundertstel Millimetern an. — Andere complicirter gebaute Mikrotome, an welchen das Messer nicht aus freier Hand, sondern mit Hülfe eines Schlittens geführt wird, sind von den meisten Optikern und aus mechanischen Werkstätten zu beziehen. Die gebräuchlichsten Mikrotome dieser Art sind die von Leitz in Wetzlar; R. Jung in Heidelberg; Zeiss in Jena; Boecker in Wetzlar; Schanze, pathologisches Institut in Leipzig; R. Süss, Universitäts-Mechaniker in Marburg; A. Wichmann, grosse Johannisstr. 17 in Hamburg; Kaiser in Berlin; Vérick in Paris u. a. m. — Die Zootomen pflegen die Objecte, die sie mit dem Mikrotom schneiden wollen, falls diese Objecte an sich einen hinreichenden Grad von Resistenzfähigkeit besitzen, mit dicker Gummilösung oder Glycerinleim, die man dann rasch in Alcohol härtet, auf ein Korkstück zu kleben, oder sie spannen das Object zwischen zwei Stückchen gut gehärteter Leber ein. Die Befestigung am Mikrotom selbst ergiebt sich dann aus dem Bau derselben. Manche Mikrotome sind mit Einrichtungen versehen, die ein Anfrierenlassen des Objectes in der zum Schneiden erwünschten Stellung ermöglichen. — Weniger resistente Objecte werden in bestimmte Substanzen eingebettet und zwar nur um ihnen den nöthigen äusseren Halt zu geben, oder auch eine entsprechende innere Schnittfähigkeit zu verschaffen. Von den Botanikern sind die Einbettungsmittel bis jetzt sehr wenig angewandt worden, einige derselben dürften übrigens, namentlich für sehr kleine Objecte, sich noch Eingang verschaffen. Für relativ weiche Objecte ist sehr zu empfehlen die Celloidinlösung[14]), die man von Dr. Grübler in Leipzig beziehen kann. Das Celloidin ist auch in Tafeln zu haben und muss dann, für den Gebrauch, in gleichen Theilen Aether und absolutem Alcohol gelöst werden. Die Lösung wird in kleine, aus Schreibpapier anzufertigende Kästchen gegossen und die Objecte in dieselbe ein-

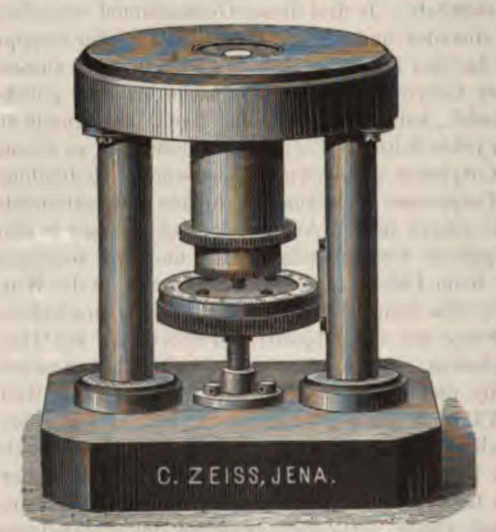


Fig. 105. Mikrotom von Zeiss in $^3/_5$ natürl. Grösse.

getragen. Wir können nur Alcohol-Material zu diesem Zwecke verwenden und die Objecte entweder direct oder nach vorheriger Behandlung mit gleichen Theilen Alcohol und Aether in das Celloidin einlegen. Um die Objecte, wenn sehr klein, gut sichtbar zu machen, färben wir sie eventuell zuvor mit wässriger Haematoxylinlösung, müssen sie dann aber in Alcohol entwässern, bevor sie in das Celloidin gelangen dürfen. Wir lassen das Celloidin an der Luft stehen, bis dass es sich so weit verdickt hat, dass es nicht mehr fliesst, worauf wir es in 60 bis 90 % Alcohol einlegen. Hier ist nach einigen Stunden das Celloidin zu einer festen Masse von der Consistenz des Knorpels erhärtet. Dabei ist es durchscheinend geblieben, so dass man sich leicht über die eingeschlossenen Objecte orientiren kann. Man durchmustert dieselben mit der Lupe und schneidet das Celloidin und das Object zugleich, was jetzt relativ leicht zu bewerkstelligen ist. Es reicht für pflanzliche Objecte meist aus, dass dieselben von dem Celloidin fest umschlossen werden; erscheint es von Vortheil, sie von dem Celloidin durchdringen zu lassen, so muss man sie in verdünnter Celloidinlösung längere Zeit in geschlossenem Gefäss liegen lassen und kann sie hierauf erst einbetten. Die Schnitte können in Glycerin oder Gelatinglycerin aufbewahrt werden, ohne dass man das Celloidin zu entfernen braucht. Will man sie in Canadabalsam einlegen, so muss man sie zuvor in 95 % Alcohol, dann in Bergamott- oder Origanumöl und hierauf erst in Canadabalsam übertragen. Absoluter Alcohol, auch Nelkenöl lösen das Celloidin und können somit, falls erwünscht, zu dessen Entfernung dienen, dürfen aber andererseits nicht angewandt werden, falls man das Celloidin erhalten will. — Ganz ähnlich wie das Celloidin kann auch die Glycerin-Gelatine dienen.[15]) Man erwärmt dieselbe, giesst sie in kleine Papierformen, und bettet die betreffenden Objecte hierauf ein. Sollen die Objecte von der Glycerin-Gelatine durchdrungen werden, so hat man letztere, nach Einlegen des Objects, in einem entsprechenden Gefäss längere Zeit flüssig zu erhalten. Erscheint die Glycerin-Gelatine nach dem Erkalten nicht fest genug, so giebt man ihr durch Einlegen in absoluten Alcohol den erwünschten Härtegrad. — Für etwas härtere und bedeutend härtere Objecte empfehlen sich Paraffine, oder Paraffin (4 Theile) und Vaselin (1 Theil), oder Paraffin mit Wachs, oder Paraffin mit Talg, oder Wachs und Oel mit oder ohne Stearinzusatz; auch Cacaobutter mit Spermacet, sowie auch Seifen. Das Paraffin hat bereits bei botanischen Untersuchungen Anwendung gefunden.[16]) Man verschafft sich von Dr. Grübler in Leipzig, oder aus der chemischen Fabrik von E. Merck in Darmstadt, Paraffine von verschiedenem Schmelzpunkt und verschiedener Härte (von E. Merck die Paraffine I u. II). Diese werden, gemäss der Härte des zu untersuchenden Gegenstandes, zusammengeschmolzen. Man giesst so viel Paraffin in ein aus dicker Zinnfolie zusammengefaltetes Kästchen, dass es den Boden desselben einige Millimeter hoch deckt, lässt es erstarren, legt die einzubettenden Praeparate ein und übergiesst vorsichtig mit einer neuen Paraffinschicht. Die einzulegenden Objecte müssen völlig trocken sein, damit das Paraffin an denselben hafte. Feuchte Objecte müssen zuvor in Alcohol, dann aus diesem in Nelkenöl oder Lavendelöl gelegt, mit Fliesspapier abgetrocknet werden und können hierauf erst in das Paraffin gelangen. Um

über die Lage des Objects in dem Paraffin orientirt zu sein, sticht man in dasselbe am besten in ganz bestimmter Lage eine feine Nähnadel ein, die aus dem Paraffin hinausragt. Beim Schneiden befeuchtet man die Schnittfläche und das Rasirmesser mit Alcohol. Das Paraffin wird von den Schnitten mit Chloroform, Xylol oder Benzin herausgelöst und dieselben in Canadabalsam, der in Chloroform oder Xylol gelöst ist, aufbewahrt.

Handelt es sich darum, ein Object mit der Einbettungsmasse zu durchtränken, so muss dasselbe erst mehrere Tage in absolutem Alcohol zugebracht haben, dann kommt es in Chloroform, welches den Alcohol verdrängt und hierauf erst in eine erwärmte Lösung von Paraffin in Chloroform, aus der es in das geschmolzene Paraffin übertragen wird. — Zarte Objecte schrumpfen leicht im Terpentinöl oder in der Lösung von Paraffin in Terpentinöl, daher man die Benutzung von Terpentin gern vermeidet. Um eine entsprechende Lösung von Paraffin in Chloroform zu erhalten, wird Chloroform bei 35° C. mit Paraffin gesättigt.[17]) In diese Lösung, die man auf lauwarmem Wasser flüssig hält, werden die Objecte aus dem Chloroform übertragen und sind meist in einer halben bis einer ganzen Stunde völlig von ihr durchtränkt. Man bringt hierauf die Objecte mit einem kleinen Theile der Lösung auf ein Uhrglas und lässt bei 40 bis 50° C. das Chloroform verdampfen, oder man überträgt sie in geschmolzenes Paraffin. Sehr empfindliche Objecte verlangen das erste Verfahren. — Statt in Chloroform kann man das Paraffin auch in Xylol oder Benzin lösen. Sehr zu empfehlen ist auch die Einbettung in Seife[18]), welche so weit durchscheinend ist, dass das Präparat in derselben gesehen werden kann. Man stellt dieselbe her, indem man 25 *g.* fein geschabter Stearin-Natronseife, die als weisse Wachskernseife im Handel bekannt ist, in 100 *ccm.* Alcohol von 90 % in einem Kolben auf dem Wasserbade erwärmt, bis dass die Seife vollkommen gelöst ist. Eine Probe der Lösung auf ein Uhrglas gegossen, erstarrt fast augenblicklich zu einer weissen Masse. Nun setzt man zu der Lösung aus einer Spritzflasche ganz geringe Mengen destillirten Wassers hinzu und fährt damit fort, während man gleichzeitig immer neue Proben auf ein Uhrglas nimmt, bis die erstarrende Masse ganz durchsichtig und nur bläulich schimmernd erscheint. Dann hört man mit dem Wasserzusatz auf. Auf 120 *g.* Seifenlösung dürften etwa 5 bis 10 *g.* Wasser gekommen sein. Diese Masse kann in geschlossenen Gefässen aufbewahrt werden. Zum Gebrauch schmilzt man sie auf dem Wasserbade, wo sie zwischen 60 bis 70° C. siedet. In diese heisse oder siedende Lösung wirft man in Alcohol gehärtete Objecte hinein, sie werden vollständig von der Lösung durchtränkt. In eine Schale gegossen, erstarrt hierauf die Masse in wenigen Minuten und ist so durchsichtig, dass man das Object gut sehen kann. Sie schneidet sich sehr gut, wobei das Messer mit starkem Alcohol zu befeuchten ist. Die Schnitte werden in 90 % Alcohol gebracht, wo sie [illegible] bei gelindem Erwärmen von der Seife [illegible] befreit werden. Hierauf werden sie nochmals in reinem Alcohol gewaschen.

Die Zoologen haben meist den Wunsch, von den eingebetteten und mit dem Mikrotom geschnittenen Objecten Serien von Präparaten darzustellen. Es ist dann meist von Bedeutung, die Serien auf dem Object-

träger so zu fixiren, dass die Schnitte den weiterhin nöthigen Manipulationen ausgesetzt werden können, ohne sich abzulösen. Man benutzt zu diesem Zwecke Collodium (1 Theil) mit Nelken- oder Lavendelöl (3 bis 4 Theile), welche auf den Objectträger, vor Auflegen des Präparates, gestrichen werden.[19]) Oder es wird eine Lösung von möglichst hellem (löslichem) Schellack in absolutem Alcohol mit einem flachen Glasstab den Objectträgern aufgetragen, diese trocken aufbewahrt und vor der Benutzung mit Nelkenöl überpinselt.[20]) Man hat von anderer Seite auch eine Lösung von Guttapercha in Chloroform (1 : 100) zu diesem Zweck empfohlen.[21]) Die dem Objectträger aufgetragene dünne Schicht trocknet auf demselben, vor Auflegen der Präparate wird sie durch Erwärmen klebrig gemacht. Auch eine Lösung von Kautschuk in Benzin ist bereits zur Verwendung gekommen.[22]) Die einfachste unter diesen Methoden, die Schnitte dem Objectträger aufzukleben, ist jedenfalls die mit Collodium und Nelken- oder Lavendelöl. Sind die Schnitte dieser Schicht aufgetragen, so lässt man das flüchtige Oel in 5 bis 10 Minuten bei gelinder Wärme auf dem Wasserbad verdunsten, wodurch die Schnitte fixirt sind. Man kann sie dann tagelang mit Terpentin, Chloroform, Alcohol und Wasser behandeln, ohne dass sie sich ablösen.

Fig. 106. Ein im Verhältniss zur Breite stark verkürztes, schematisirtes Bild des Gefässbündelverlaufs in dem epicotylen Gliede, dem hypocotylen Gliede und der Hauptwurzel einer Keimpflanze von Acer Pseudo-Platanus, auf der eben gelegten Cylinderfläche, von aussen gesehen. *e* epicotyle Blattspuren und zwar *e** die Medianbündel derselben. *c* Cotyledonarbündel, *a* Achselknospenbündel. Bei *eee* Verschmelzung der epicotylen Bündel im hypocotylen Gliede, darunter die Gabelung derselben; bei *ce* Verschmelzung der epicotylen Bündel mit den Cotyledonarbündeln. Bei *h* Spaltung der hypocotylen Bündel in die sich trennenden Holztheile und Basttheile, bei *r* Verschmelzung der benachbarten Holztheile der Wurzel. | vollständige Gefässbündel, { Holztheile, | Basttheile.

Wir kehren jetzt zu unserem Object zurück. An der Stelle, an der die Cotyledonarbündel eintreten, hat sich der Gefässbündelkreis der Axe geöffnet. Zuerst sieht man die je zwei für die Achselknospe bestimmten Procambiumstränge an die der Lücke angrenzenden Axenbündel sich anlegen. Dann folgen die Cotyledonarbündel. Ihr schwaches Medianbündel spaltet sich hierbei in zwei Gabeläste, die alsbald, doch erst nach Eintritt in den Bündelkreis der Axe, mit den Lateralbündeln der Cotyledonen verschmelzen. Wir thun am besten, gleich während der Beobachtung diese an den aufeinanderfolgenden Querschnitten gewonnenen Anschauungen in einer Zeichnung zu fixiren und zwar, indem wir, wie schon einmal für Equisetum, uns den Verlauf der Gefässbündel auf die eben gelegte Cylinderfläche entwerfen (Fig. 106). Wir bezeichnen mit *e* die epicotylen Gefässbündel und zwar heben wir die beiden Medianstränge derselben durch einen Stern * hervor. Die Achselknospen, von denen je 2 Bündel ausgehen, werden mit *a*, die Cotyledonarbündel mit *c* markirt. — Nach dem

Eintritt der Cotyledonarbündel verschmelzen die aus dem epicotylen Gliede kommenden Bündel auf jeder Seite zu einem einzigen bei *eee*. Auf den nächstfolgenden Querschnitten sehen wir hierauf die beiden so entstandenen epicotylen Bündel sich in je zwei theilen, die Hälften auseinanderrücken und mit den lateralen Cotyledonarbündeln sich vereinigen (bei *ee*). Der Querschnitt (unterhalb *ee*) zeigt somit nur noch vier Gefässbündel, welche im Verhältniss zu den Cotyledonen und dem epicotylen Blattpaare diagonal gestellt sind. Einen solchen Querschnitt, der nunmehr relativ einfache Verhältnisse bietet, wollen wir etwas näher betrachten. Wir haben ihn einer Region entnommen, die etwa 5 bis 10 mm. tief unter den Cotyledonen liegt. Die vier Gefässbündel umgeben ein weites Mark, ihr Phloëmtheil hebt sich deutlich ab, je zwei sind durch Interfascicularcambium verbunden; dieses fehlt hingegen an den beiden Stellen, die von den epicotylen Bündeln zuvor eingenommen waren. Die innerste Schicht der Rinde, die an das Phloëm und das procambiale Gewebe stösst, zeichnet sich durch Stärkereichthum aus; sie tritt besonders nach Zusatz von Jod hervor und ist als Stärkescheide anzusprechen. An den beiden Stellen, wo der Cambiumring unterbrochen ist, lässt sich die Stärkescheide nicht erkennen. — Die Rinde ist gegen acht Zelllagen stark; ihre äusserste Schicht wird etwas collenchymatisch und führt den rothen Zellsaft. Die Epidermiszellen gleichen an Durchmesser den Rindenzellen; nach Zusatz von Schwefelsäure zeigen sie an der Aussenfläche eine dünne Cuticula. In halber Höhe des hypocotylen Gliedes beginnt sich jedes der vier Gefässbündel in seinem Holztheile zu spalten und gleichzeitig werden die beiden Lücken im Ringe durch Interfascicularcambium geschlossen. Die Stärkescheide läuft jetzt continuirlich um den ganzen Gefässbündelcylinder. Die Trennung der Holztheile der Bündel wird perfecter, so dass die acht Holztheile alsbald gleichmässig im Umkreis vertheilt erscheinen. Eine Spaltung der Basttheile findet aber nicht statt, dieselben werden nur im Verhältniss breiter. Sie treten durch ihre hellere Färbung hervor und orientiren uns auch über die ursprüngliche Zusammengehörigkeit der Bündelpaare. Durch die Thätigkeit des Cambiumringes werden zwischen den Bündeln gleich stark verdickte Elemente erzeugt, welche daher an älteren Keimpflanzen das Studium des Gefässbündelverlaufs erschweren. Die Basttheile behalten definitiv ihre Stellung; die Holztheile sieht man hingegen am Grunde des hypocotylen Gliedes allmählich die radiale Stellung mit einer tangentialen vertauschen; dabei kehren sich zwei Holztheile, die benachbarten Bündelpaaren angehörten, ihre ursprünglich innersten Schraubengefässe zu, sie rücken gleichzeitig näher an einander, erreichen sich schliesslich und bilden eine $\wedge$förmige Figur, deren Aussenkante von den engsten Schraubengefässen eingenommen wird. Dieses ist an einer Stelle zu beobachten, an der auch die Aussenfläche der Keimpflanze bereits die Charaktere der Wurzel angenommen hat. Die Bodentheilchen haften hier fest der Oberfläche an und verrathen so die Existenz von Wurzelhaaren. Die Querschnitte zeigen, dass die zuvor geschilderte Epidermis von einer kleinzelligeren, dünnwandigeren vertreten worden ist, deren Zellen in Wurzelhaare auswachsen und an Grösse den angrenzenden Rindenzellen nachstehen. Zusatz von concentrirter Schwefelsäure lehrt, dass diese dünn-

wandigen Epidermiszellen, sowie auch die ganzen Wurzelhaare, cutinisirt sind. Noch stärker cutinisirt zeigt sich aber die äusserste an die Epidermis grenzende Rindenschicht. Diese bildet hier die äussere Endodermis, die an älteren Wurzeltheilen die Epidermis vertritt, während letztere zusammenschrumpft, ja wohl ganz zerstört wird. Das Schwefelsäurepräparat zeigt auch im Umkreis des centralen Gefässbündelcylinders die innere, cutinisirte Endodermis mit besonders starker Verkorkung der radialen, welligen Wände. Diese innere Schutzscheide ist von den Phloëm- und den Xylemtheilen durch das Pericambium getrennt; auf Längsschnitten lässt sich feststellen, dass sie sich nach oben in die Stärkescheide fortsetzt. Der centrale Gefässbündelcylinder umschliesst noch immer ein relativ weites, wenn auch gegen dasjenige des Hypocotyls bedeutend verengtes Mark. Sobald durch Drehung der Holztheile die inneren Gefässe eine peripherische Lage erlangt haben, werden auch Seitenwurzeln an der Hauptwurzel sichtbar. Sie entstehen vor den Schraubengefässgruppen und setzen mit ihren Gefässen oben und unten an dieselben an. Erst weit tiefer innerhalb der Hauptwurzel haben die Holztheile eine völlig radiale Stellung angenommen und bilden je einen einfachen Strahl. Die Wurzel ist tetrarch gebaut, die Holztheile bleiben durch eine geringe Zahl von Markzellen im Innern getrennt. — In unserem Schema haben wir bei *h* die Spaltung der hypocotylen Bündel und die Trennung der Holztheile von den Basttheilen verzeichnet. Die Basttheile sind von da an mit Punkten, die Holztheile durch eine Wellenlinie markirt. Bei *r* ist die Verschmelzung der Holztheile zu sehen, wonach der Querschnitt nur noch vier Holztheile und vier mit diesen alternirende Basttheile zeigt.

Wie aus allen diesen unseren Beobachtungen folgt, findet beim Uebergang aus dem Stamme in die Hauptwurzel eine Drehung der Holztheile und eine gleichzeitige Trennung derselben von den Basttheilen statt. Der Charakter der Epidermis wird verändert, die innere und äussere Endodermis differenzirt, das Procambium zwischen den Gefässbündeltheilen und der inneren Endodermis ausgebildet, das Mark reducirt. Alle diese Veränderungen finden ganz allmählich, auch nicht gleichzeitig statt. Eine scharfe Grenze zwischen dem hypocotylen Gliede und der Hauptwurzel ist somit nicht vorhanden. Das Verhältniss der beiden Gefässbündelsysteme zu einander lehrt aber, dass der axile Gefässbündelcylinder der Wurzel nicht als ein einfaches Gefässbündel, sondern als ein Gefässbündelcomplex zu deuten sei.

Die eben studirte Art des Anschlusses der Gefässbündel von Stamm und Hauptwurzel bei Acer Pseudo-Platanus ist zwar nur eine unter den vielen möglichen, doch eine relativ verbreitete und daher wohl geeignet, uns in die in Frage stehenden Verhältnisse einzuführen. Um jedoch aus eigener Anschauung die Extreme kennen zu lernen, ziehen wir noch einen zweiten Fall in Betracht, welcher bei den Leguminosen verbreitet, bei der gemeinen Erbse als einem leicht und jederzeit zu beschaffenden Object sich zur Beobachtung empfiehlt. Etwa vierzehn Tage nach der Aussaat verfügt man über das gewünschte Material.

Die beiden fleischigen Cotyledonen der **Erbse** (Pisum sativum) werden

nicht über den Boden gehoben, ergrünen auch nicht. Sie bleiben in gegenseitigem Contact, während das epicotyle Glied, an ihnen vorbeiwachsend, an der gegenüberliegenden Seite sein erstes Niederblatt entfaltet. Ein Querschnitt durch das epicotyle Glied, ein Centimeter etwa über der Insertionsstelle der Cotyledonen geführt, zeigt einen central gelegenen, aus sechs Gefässbündeln gebildeten Ring. Der Basttheil jedes Bündels wird nach aussen von Sklerenchymfasern gestützt. Der Gefässbündelring ist abgeflacht und wird an seinen breiteren Flächen von je zwei, an den schmäleren von je einem Gefässbündel eingenommen. Die Richtung der Abflachung fällt mit der Mediane der zweizeilig aufeinander folgenden Stengelblätter zusammen. In der Rinde, ausserhalb des Gefässbündelringes, sieht man zwei Sklerenchymstränge und zwei Gefässbündel; erstere liegen in der Blattmediane, letztere in einer senkrecht zu dieser geführten Ebene. Um bequem schneiden zu können, entfernen wir zunächst, dicht an ihrer Basis, die Cotyledonen und ordnen die aufeinander folgenden Querschnitte auf dem Objectträger entsprechend an. Den aus den aufeinander folgenden Ansichten abstrahirten Gefässbündelverlauf versuchen wir aber auch hier auf die eben gelegte Cylinderfläche zu entwerfen (Fig. 107). Die Gefässbündel und Sklerenchymstränge der Rinde, die aus der Ebene des Bildes herausgerückt werden müssten, begnügen wir uns besonders zu markiren. Die Gefässbündel der Rinde sollen die Form von Ketten ⁝, die Sklerenchymstränge der Rinde diejenige einer unterbrochenen Linie ¦ erhalten. Die Gefässbündel des Ringes bekommen einfache Striche (a), die isolirten Holztheile eine Wellenlinie, die isolirten Basttheile eine punktirte Linie. — Mehrere Millimeter oberhalb der Insertionsstelle der Cotyledonen (unter $s^2 a^2$ und $a^1 s^1$) haben sich die beiden Sklerenchymstränge der Rinde den entsprechenden Sklerenchymsträngen an den schmalen Seiten des Gefässbündelringes genähert und sind mit denselben verschmolzen. Auf nächst tieferen Schnitten kommen die Achselknospen der beiden Cotyledonen zum Vorschein und hierauf beginnt der Eintritt der zu je einem Gefässbündel vereinigten Gefässbündel jedes Cotyledons in den Bündelkreis. Zu gleicher Zeit verschmelzen die beiden epicotylen Rindenbündel mit dem ihnen je nächsten Cotyledonarbündel (bei c). Der Eintritt der beiden so zusammengesetzten Cotyledonarbündel erfolgt an den breiten Seiten des Gefässbündelringes. Von den epicotylen Gefässbündeln kommen somit drei auf die eine und drei auf die andere Seite der Eintrittsstellen zu liegen. Entsprechend der genäherten Lage der beiden Cotyledonen treten die Cotyledonarbündel nicht senkrecht, vielmehr in schräger Richtung in den Gefässbündelring ein. Sie bilden zusammen einen Winkel, der etwas grösser als 120° ist. Die drei epicotylen, den Cotyledonen zugekehrten Bündel müssen in Folge dessen eng zusammenrücken und verschmelzen; so auch ihre Sklerenchymbelege (unter a^2). Die Basttheile der beiden Cotyledonarbündel erfahren während ihres Eintrittes in den Bündelring eine Spaltung (bei c) und dem entsprechend sieht man den Sklerenchymbeleg derselben auseinanderweichen und mit den benachbarten Sklerenchymbelegen des Gefässbündelringes verschmelzen. Den Basttheilen (p) folgen zunächst die äusseren Netz- resp. Tüpfelgefässe des Bündels, welches in solcher Weise bis auf seine in-

nersten Schraubengefässe hin sich öffnet. Dadurch werden die inneren Gefässe

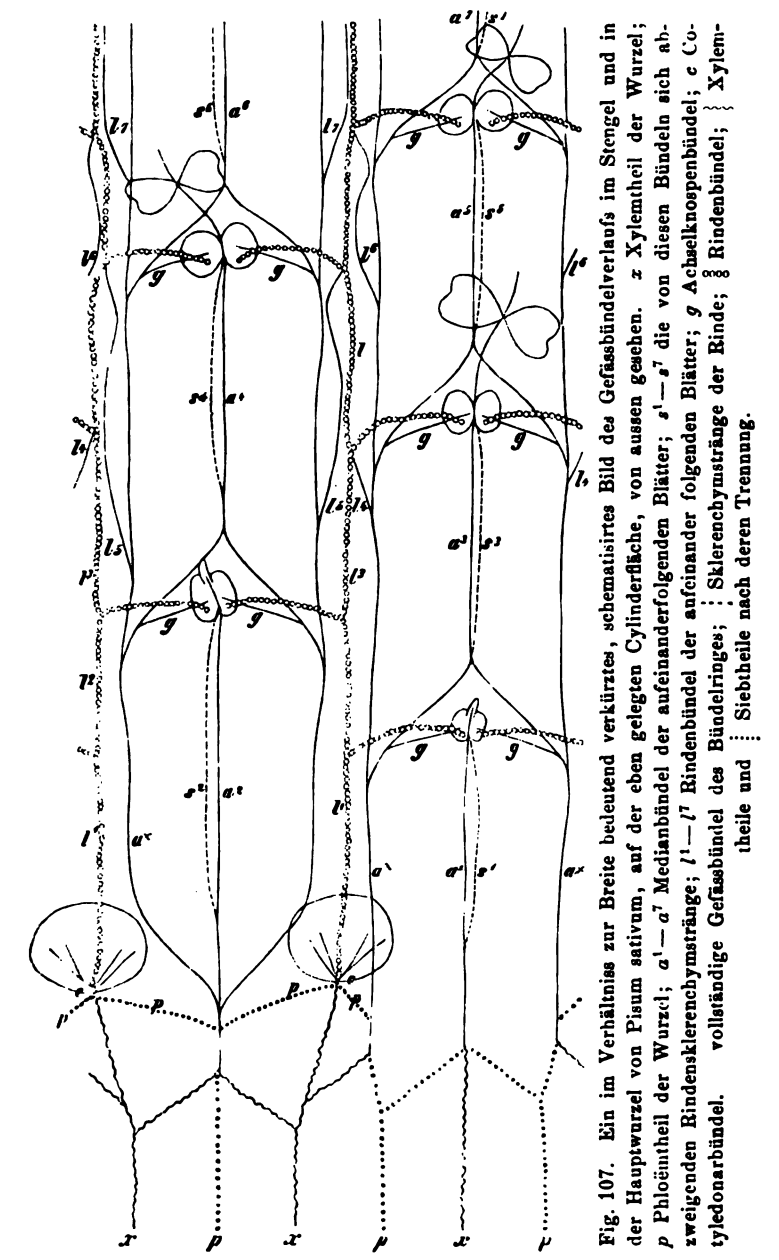


Fig. 107. Ein im Verhältniss zur Breite bedeutend verkürztes, schematisirtes Bild des Gefässbündelverlaufs im Stengel und in der Hauptwurzel von Pisum sativum, auf der eben gelegten Cylinderfläche, von aussen gesehen. *x* Xylemtheil der Wurzel; *p* Phloëmtheil der Wurzel; $a^1 - a^7$ Medianbündel der aufeinanderfolgenden Blätter; $s^1 - s^7$ die von diesen Bündeln sich abzweigenden Rindensklerenchymstränge; $l^1 - l^7$ Rindenbündel der aufeinander folgenden Blätter; *g* Achselknospenbündel; *c* Cotyledonarbündel. vollständige Gefässbündel des Bündelringes; ⁞ Sklerenchymstränge der Rinde; ⁞ Rindenbündel; ⁞ Xylemtheile und ⁞ Siebtheile nach deren Trennung.

freigelegt und bekommen eine peripherische Lage. Der Querschnitt zeigt

jener vier Sklerenchymbelege, von denen einer an der Cotyledonarseite, drei an der entgegengesetzten Seite liegen. Die drei Gefässbündel dieser letzten, den Cotyledonen gegenüberliegenden Seite sind noch nicht verschmolzen. Die beiden Randbündel dieser Seite drehen hierauf ihre Schraubengefässe den Schraubengefässen der Cotyledonarbündel zu und haben dieselben alsbald erreicht. Gleichzeitig beginnt das mittlere Bündel dieser Seite seinen Basttheil zu spalten, was an der Spaltung des Sklerenchymbelegs wieder besonders auffällig wird. Diese beiden Sklerenchymbelege und Basttheilhälften verschmelzen mit den ihnen entgegenrückenden Belegen und Basttheilen, die aus den Belegen und Basttheilen der Seitenbündel und den Beleg- und Basttheilhälften der Cotyledonarbündel entstanden sind. Das sich spaltende mittlere Bündel führt hierbei dieselbe Evolution aus, die wir zuvor an den Cotyledonarbündeln gesehen haben; seine Schraubengefässe gelangen dadurch nach aussen. Hierauf wandern die Schraubengefässe des, durch Verschmelzung, zur einen, auf der Cotyledonarseite gelegenen Bündels aus einander und erreichen die Schraubengefässe der Cotyledonarbündel. An diesem Bündel erfolgt die Spaltung entgegengesetzt wie an den andern, es öffnet sich von innen aus. Alle diese Veränderungen erfolgen sehr rasch, so dass kein Querschnitt aus der Betrachtung ausgelassen werden darf. Wenige Millimeter unter der Eintrittsstelle der Cotyledonen sind alle die geschilderten Veränderungen bereits vollzogen. Der Querschnitt (wir nehmen an, es sei der achte oder zehnte) zeigt bereits nur noch drei Basttheile und drei mit ihnen alternirende Holztheile. Jeder Basttheil ist nach aussen durch einen Sklerenchymbeleg geschützt. Die drei Holztheile entsprechen in ihrer Lage den beiden Cotyledonarbündeln und dem medianen Bündel des ersten epicotylen Niederblattes, welches sich thatsächlich direct in den einen Holztheil der Wurzel fortsetzt. Die grossen Gefässe nehmen noch immer die Flanken der Schraubengefässe ein, das Innere wird von einem bedeutend reducirten Marke eingenommen. In dieser Höhe beginnen bereits vor den Gefässgruppen die ersten Seitenwurzeln zu entspringen. Die Epidermis, welche die mächtige Rinde deckt, hat bei alledem noch nicht den Charakter der Wurzelepidermis angenommen, sie erlangt ihn erst etwas tiefer. Eine Endodermis mit charakteristischer Wellung ist hingegen mit Schwefelsäure bis in das epicotyle Glied zu verfolgen. Sie umschliesst den ganzen Gefässbündelcylinder der Wurzel inclusive die Sklerenchymbelege und bleibt von diesen durch eine, von den Schraubengefässgruppen durch mehrere Pericambialschichten getrennt. Erst tiefer innerhalb der Hauptwurzel haben die Holztheile rein radiale Anordnung gewonnen und stossen mit den grossen Gefässen im Centrum des Cylinders zusammen.

Die Hauptwurzel ist typisch triarch gebaut, die Seitenwurzeln diarch, oder durch Spaltung eines Bündels auch triarch. Die Insertion der Gefässbündel der Seitenwurzeln erfolgt longitudinal, wie dies leicht Querschnitte von Seitenwurzeln an deren Ursprungsstelle lehren. Es empfiehlt sich, den Querschnitt durch die Seitenwurzel so tief an deren Insertionsstelle zu führen, dass derselbe die Rinde der Mutterwurzel mit fasst und somit das Verhältniss zu letzterer gleich unmittelbar vorführt.

Wie wir aus allen diesen Beobachtungen entnehmen, ist ein wesentlicher Unterschied in dem Anschluss der Hauptwurzel zwischen Acer und Pisum gegeben, ein Unterschied, der sich bei Pisum hauptsächlich in der ausserordentlichen Verkürzung des hypocotylen Gliedes und in der directen Fortsetzung des einen epicotylen Bündels in den Wurzelkörper offenbart.

Wir wollen bei der Erbse auch den weiteren Verlauf der Gefässbündel in den unteren Stammtheilen verfolgen. Für den Gefässbündelverlauf im Stamme haben wir bisher nur ein sehr einfaches Beispiel, dasjenige von Equisetum, kennen gelernt, wir wollen daher unsern Gesichtskreis durch das Studium eines relativ complicirten Falles erweitern. Bei dieser Gelegenheit stellen wir unsere Beobachtungs- und Abstractionsgabe auf die Probe, denn es ist die Aufgabe, die wir zu lösen anstreben, keine ganz leichte. Der eigenthümliche Verlauf einzelner Bündel und Stränge in der Rinde macht Pisum zu einem ungewöhnlichen Object, da wir ja bei Dicotylen meist nur in einem Kreise angeordnete Gefässbündel antreffen. Wir wählen zur Untersuchung junge Pflanzen, die etwa 5 bis 6 Internodien angelegt haben. Die Blätter stehen, wie wir früher schon feststellten, zweizeilig, das erste den beiden Cotyledonen gegenüber. Die ersten beiden Blätter sind dreispaltige Niederblätter, auf die beiden schwach entwickelten Nebenblätter und eine kleine Blattlamina reducirt; erst über dem dritten Internodium steht ein ausgebildetes Laubblatt. Die Anordnung der Gefässbündel des epicotylen Gliedes ist uns bereits bekannt. Unter der Insertion des ersten Niederblattes verdoppeln sich die beiden im nächsten Seitenbündel ($a^{\times} a^{\times}$), so dass der Gefässbündelcylinder von nunmehr acht Bündeln gebildet wird. Das Medianbündel (a') geht hierauf in das Blatt ab; mit seinem Sklerenchymbeleg verschmilzt der in der Rinde auf dieser Seite verlaufende Sklerenchymstrang (s'); von den nächst benachbarten Seitenbündeln werden Zweige (g) (auf jeder Seite je einer) abgegeben, um die Achselknospe zu versorgen. Nunmehr sieht man von den beiden Rindenbündeln (l') je einen Zweig abgehen, der fast rechtwinklig die Rinde durchsetzt, um in die Seitenlappen des Niederblattes zu treten. Ueber der Insertionsstelle des Blattes rücken die ihm nächsten Seitenbündel des Gefässbündelkreises zusammen und bilden das neue Medianbündel (a^3). Von dem Sklerenchymbelege dieses neuen Medianbündels geht alsbald nach aussen ein Rindensklerenchymstrang ab. Jetzt sind dieselben Verhältnisse wie im epicotylen Gliede wieder erreicht: sechs Gefässbündel im Bündelkreise, zwei Rindenbündel und zwei Rindensklerenchymstränge. Unter der Insertionsstelle des zweiten, etwas grösseren Niederblattes wiederholen sich die nämlichen Verhältnisse wie unter dem ersten. In dem dritten Internodium sieht man hingegen meist frühzeitig eine Spaltung der von dem zu versorgenden Blatte entfernteren Seitenbündel erfolgen (bei l^5). Dann theilen sich auch die dem Blatte nächsten Seitenbündel (bei l^4); der Querschnitt zeigt somit zehn Bündel im Bündelkreise. Unter der Insertionsstelle des Blattes theilen sich hierauf nochmals die dem Blatte nächsten Seitenbündel, so dass die Zahl der Bündel im Bündelkreise auf zwölf steigt. Jetzt geht das Medianbündel unter gleichzeitiger Vereinigung mit dem einen Rindensklerenchymstrang in das Blatt; die

Zweige für die Achselknospen (g) werden abgegeben und nun sieht man auch die Rindengefässbündel (l^3) scharf ausbiegen und sich verzweigend in die beiden Nebenblätter des Blattes treten. Zum Unterschied von den beiden ersten Stengelknoten wandern somit im dritten die ganzen Rindenbündel in das Blatt ein. Gleichzeitig werden dieselben aber aus dem Bündelkreise ersetzt. Wir sahen nämlich das mittlere Seitenbündel (l^4) jeder Seite, dasjenige somit, das bei der ersten Theilung der dem Blatte näheren Bündel abgegeben worden ist, in die Rinde treten. (In der Figur beginnen wir erst von letzterem Augenblicke an ein solches Bündel als Kettenlinie darzustellen.) In dem nächstfolgenden Internodium ist bald über dem versorgten Blatt das Medianbündel (a^5) und der Rindensklerenchymstrang (s^5) wieder erzeugt. Der Bündelkreis zählt aber auch dann noch acht Bündel, denn im vorhergehenden Internodium hatten sich ja die von dem damaligen Blatte entfernteren Seitenbündel verdoppelt (bei l^5). Unter der Insertion des vierten Blattes sieht man diese im vorhergehenden Internodium abgegebenen Zweige (l^5), sich ihren Schwesterbündeln bis zur Berührung nähernd, gleichzeitig verdoppeln sich die von dem jetzt zu versorgenden Blatte entfernteren Seitenbündel (bei l^6). Das Blatt erhält wieder sein Medianbündel und die beiden Rindenbündel. Während letztere austreten, rücken die im vorhergehenden Internodium abgezweigten Seitenbündel (l^5) in die Rinde; ihre Stelle nehmen die neu erzeugten Bündelzweige (l^6) im Bündelkreise ein. Von nun an wiederholen sich die Verhältnisse, so dass die für das vierte Internodium und den vierten Knoten geschilderten auch für die folgenden gelten. Wir finden somit, von Unregelmässigkeiten abgesehen, am Grunde jedes Internodiums, nach vollendeter Bildung des neuen Medianstranges acht Gefässbündel im Bündelkreise, dann unterhalb des Knotens zehn und endlich zwölf, wenn die letzte Verdoppelung der dem Blatte nächsten Seitenbündel erfolgt ist. Ausser den Bündeln des inneren Ringes haben wir dann immer noch die beiden Bündel der Rinde und die beiden Rindensklerenchymstränge. — Wir haben auf diese Weise bei der Erbse den Gefässbündelverlauf aus dem epicotylen Gliede einerseits abwärts in die Wurzel, andererseits aufwärts in den Stamm verfolgt. Letzterer Gefässbündelverlauf ist aber naturgemässer in absteigender Richtung zu charakterisiren, was wir noch im Anblick des dargestellten Schemas thun wollen. Wir finden oberhalb des vierten Blattes, wo die Verhältnisse dauernd stabilisirt sind, dass jedes Blatt drei Gefässbündel als „Blattspur" an den Stamm abgiebt. Das Medianbündel tritt gleich in den Bündelring, es läuft zwei Internodien tief grade abwärts ungetheilt, gabelt sich über dem zweitunteren Blatte und seine Gabeläste sind durch weitere zwei Internodien zu verfolgen, wo sie sich an die Gabeläste des Medianbündels des zweitunteren Blattes anlegen. Die Seitenbündel des Blattes laufen als Rindenbündel ein Internodium tief herab, treten in der Insertionshöhe des nächst unteren Blattes in den Bündelkreis und lassen sich in diesem noch ein Internodium tief verfolgen, bis sie unter der Insertionsstelle des zweitunteren Blattes an die Bündelzweige der gegenüberliegenden Seite des Stengels anlegen. Diese Bündelzweige der gegenüberliegenden Seite gehören aber als Gabelzweige des Medianbündels demjenigen Blatte an, das nächst höher als dasjenige, von dem

wir ausgegangen, am Stengel inserirt ist. Das Medianbündel des vierten Blattes läuft auch ungetheilt zwei Internodien tief, ebenso zwei weitere Internodien seine Gabelzweige, an welche die Gabelzweige des Medianbündels des sechsten Blattes in der Insertionshöhe des zweiten ansetzen. In der Insertionshöhe der Cotyledonen verschmelzen die Gabeläste des vierten Blattes mit der Mediane des zweiten, worauf eine Spaltung und Vereinigung der Elemente dieses Bündels mit den entsprechenden Theilen der Cotyledonarbündel, so wie wir das früher gesehen, folgt. Das Medianbündel des dritten Blattes läuft ungetheilt durch zwei Internodien, seine Gabelzweige, nachdem an diese die Gabelzweige des fünften Blattes angesetzt, nur noch durch ein Internodium, nämlich durch das epicotyle Glied, worauf sie unter der Insertionsstelle der Cotyledonen sich in bestimmter Weise mit den Bündeln vereinigen. Das Medianbündel des vierten Blattes läuft zwei Internodien tief, um in der schon erwähnten Weise in der Insertionshöhe der Cotyledonen mit den Gabelästen des vierten Blattes zu verschmelzen. Das Medianbündel des ersten Blattes läuft durch das epicotyle Glied, trifft in das hypocotyle ein und sein Holztheil lässt sich in unveränderter Richtung in den einen Holztheil der Wurzel verfolgen. Die Seitenbündel des vierten Blattes laufen ein Internodium tief in der Rinde, treten in der Insertionshöhe des dritten Blattes in den Bündelkreis, um gleich darauf mit den Gabelästen des Medianbündels des fünften Blattes zu verschmelzen. Die Seitenbündel des dritten und des zweiten Blattes sind ein Internodium tief in der Rinde zu verfolgen, wo sie, ohne in den Bündelkreis zu treten, mit den in das respectiv nächst untere Blatt ausbiegenden Rindenbündeln verschmelzen. Die Seitenbündel des ersten Blattes verschmelzen mit den beiden Cotyledonarbündeln bei deren Eintritt in den Bündelkreis. Alle Sklerenchymstränge der Rinde, von denjenigen des zweiten Blattes an, laufen durch zwei Internodien. Sie zweigen von dem Sklerenchymbelege des Medianbündels des Blattes bei dessen Eintritt in den Stengel ab und legen sich demselben wieder oberhalb der Stelle an, wo dieses Medianbündel sich gabelt. Der Sklerenchymstrang des ersten Blattes läuft nur durch das epicotyle Glied, verhält sich im Uebrigen nicht anders. Die Achselknospen werden durch Bündelzweige versorgt, die über dem Medianbündel des Blattes an die eben gebildeten Gabelzweige des Medianbündel des zweitoberen Blattes ansetzen. — Wir haben den Gefässbündelverlauf im Stengel der Erbse uns nach den vorwiegend wiederkehrenden Erscheinungen entworfen, die wir glaubten als die typischen betrachten zu können. Manche Abweichung von dem Typus störte aber die Beobachtung und liess nicht selten Zweifel an zuvor gewonnenen Resultaten aufkommen. Diese Abweichungen beschränken sich im Wesentlichen aber nur auf die Zeit und die Richtung des Anschlusses der Gabelzweige und der Rindenbündel an andere Bündel des Bündelringes. Statt an die erwartete Seite sieht man die Gabelzweige öfters an die entgegengesetzte anschliessen, auch einen Anschluss früher oder später erfolgen, als man es für gewöhnlich fand. Auch seitliche Anastomosen treten an einzelnen Stellen auf und compliciren das Bild, so dass ein abstractes Schema des Gefässbündelverlaufs nur auf Grund zahlreicher Untersuchungen zu gewinnen ist.

Wir wollen den Umstand, dass uns Keimpflanzen zu Gebote stehen, benutzen, um uns mit der Reaction auf einen der im Pflanzenkörper verbreitetsten Stoffe bekannt zu machen, nämlich auf das Asparagin.[23]) Unter den Amiden, die als Producte tieferer Zerspaltung eiweissartiger Körper auftreten, nimmt das Asparagin die hervorragendste Stellung ein; als Asparagin werden stickstoffhaltige Stoffe im Pflanzenkörper vornehmlich transportirt und dient das Asparagin dann wieder zur Regeneration des Protoplasma. Zu dieser Regeneration bedarf es der Mitwirkung stickstofffreier organischer Stoffe und häuft sich daher das Asparagin an, wenn erstere in ungenügender Menge zur Verfügung stehen. Dieses trifft im Dunkeln ein, wo die Kohlenstoffassimilation nicht möglich ist, und stellen wir daher unsere Keimpflanze für etwa 8 Tage ins Dunkle, um die Effecte unserer Reaction zu steigern. Am besten wird der Versuch mit unsern Keimpflanzen der Erbse gelingen. Um nun die Asparagin-Reaction vorzunehmen, führen wir, ohne sie mit Wasser anzufeuchten, Querschnitte durch jüngere Theile der Keimpflanze aus, legen diese auf den Objectträger und fügen einen Tropfen absoluten Alcohol hinzu, bedecken mit Deckglas und lassen das Präparat austrocknen. Nach einer bis einigen Stunden ist das Asparagin in kleinen Krystallen sowohl auf dem Objecte selbst als auch am Objectträger und am Deckglas zu finden. Um das Asparagin von andern gleichzeitig auskrystallisirten Substanzen zu unterscheiden, fügen wir jetzt zu dem Präparat eine Lösung von Asparagin, die völlig gesättigt sein muss und nicht kälter als das Präparat sein darf, hinzu. Die Asparaginkrystalle schwinden hierbei nicht, nehmen viel eher noch an Grösse zu, während die Krystalle anderer Zusammensetzung ganz so wie in Wasser sich lösen. Nach Zusatz von reinem Wasser lösen sich auch die Asparaginkrystalle. Erwärmt man das Deckglas, an dem Asparaginkrystalle haften, bis auf 100° C, so verwandeln sich die Krystalle, indem sie ihr Krystallisationswasser verlieren, in helle, homogene, stark lichtbrechende, wie Oel aussehende Tröpfchen, die in Wasser leicht löslich sind. Wird die Temperatur auf 200° C gesteigert, so tritt Zersetzung der Krystalle ein; sie bilden braune Schaumtropfen, die sich in Wasser nicht mehr lösen.

Lebende Gewebe derselben und eventuell auch nächst verwandter Pflanzenarten haben die Fähigkeit, mit einander zu verwachsen. Auf dieser Verwachsung beruht die Möglichkeit der Veredlung. Wir wollen nun an einem Beispiele sehen, in welcher Weise die Verwachsung bei der Veredlung erfolgt.[24]) Wir wählen zur Untersuchung eine Kirsche, die Jahrs zuvor (im Juli) auf Prunus Cerasus Avium oculirt worden ist. Das Object ist leicht zu beschaffen und für die Untersuchung durchaus geeignet. — Das Auge mit dreieckigem Rindenstück und etwas Holz, war nach bekannter Methode unter die abgehobenen Ränder der T förmig eingeschnittenen Rinde des Wildlings eingeführt worden. Die Ränder der T förmigen Wunde erscheinen überwallt, das heisst, durch einen vorspringenden Gewebewulst abgeschlossen. — Wir schneiden nun dicht unter dem Auge den Edelreis und den Wildling quer durch und stellen uns zarte Querschnitte von der Veredlungsstelle her. Die Grenze zwischen dem Gewebe des Edelreises

und des Wildlings ist als gelbbrauner Streifen markirt. Dieser Streifen ist aber nicht continuirlich, stellenweise sind auch wohl einzelne Theile gegen einander verschoben. Er rührt von den Zellen her, die bei der Veredlung beschädigt worden sind und in Folge dessen abstarben. Während der Verwachsung sind diese Zellreste flachgedrückt, zum Theil auch resorbirt worden. Bei der vorerwähnten Veredlungsart sind nur geringe Holzmassen an der Rinde des Edelreises eingeführt worden. Die Querschnitte zeigen uns die Holzkörper von Edelreis und Wildling in Berührung; um letztere zu bewerkstelligen, hat an manchen Orten eine erhebliche Gewebebildung stattfinden müssen. Dieselbe ging von allen lebenden Zellen der beiden Holzflächen, somit von den Markstrahlen, dem Holzparenchym und zum Theil auch den Holzfasern aus. Das durch Theilung dieser Zellen gebildete, sogenannte intermediaere Gewebe, besteht der Hauptsache nach aus lückenlos verbundenen, polygonalen Zellen. Dieselben sind mässig stark verdickt und fein porös. Sie stimmen in diesen Eigenschaften mit den Markstrahlen und Holzparenchymzellen überein. Stellenweise sind die gebildeten Zellen des intermediaeren Gewebes abgerundet und in lockerem Verbande, dann meist auch schwächer verdickt. Aus diesen lockeren Geweben mag nachträglich noch in manchen Fällen das festere hervorgehen. Das schwächer verdickte, lockere Gewebe lässt sich mit Chlorzinkjodlösung violett färben, während die stärker verdickten Zellen gelb werden. In der Nähe der Verwachsungsstelle sind alle lebenden Zellen im Holzkörper des Wildlings, vornehmlich die Markstrahlen, dicht mit Stärke erfüllt. Das Cambium am Edelreis und am Wildling ist in Thätigkeit; am Wildling setzt sich dasselbe in die mit etwas Holz abgelösten Rindenlappen fort. In diesen Rindenlappen und in der nächsten Umgebung der Wunde, so auch im Edelreis, producirt das Cambium zunächst einen etwas abweichend gebauten Holzkörper. Derselbe zeichnet sich durch zahlreiche Gefässe und durch die grössere Weite seiner sonstigen Elemente aus. Dieses stimmt zu der allgemeinen Thatsache, dass in der Umgebung der Wunden, in der ersten Zeit nach der Verwundung, das gebildete „Wundholz" besondere Charaktere zeigt. An Längswunden ist das Wundholz weitzelliger, reicher an Gefässen und entsprechend ärmer an Holzfasern, stimmt somit der Hauptsache nach mit der uns vorliegenden Bildung überein. Das Wundholz der Querwunden weicht mehr vom normalen Baue ab. Das Holzparenchym wiegt in demselben vor, während die Holzfasern und echten Gefässe fehlen; an Stelle letzterer sieht man gefässähnlich getüpfelte Zellen, die strangartig angeordnet sind; in nächster Nähe der Wunde zeichnen sich die Zellen durch abnorme Kürze aus.[25]) In allen solchen Fällen geht das Wundholz schliesslich durch unmerkliche Abstufungen in normales Holz über. — Durch die Thätigkeit der Cambien von Wildling und Edelreis ist an unserem Exemplar eine seitliche Vereinigung dieser Cambien zum Theil schon gelungen. Die Rindenlappen sind an ihrem freien Rande wulstig überwallt. Wie dies geschieht, können wir an unseren Querschnitten erkennen. Es drängt das Cambium sich an seinem Rande callusartig vor, setzt sich in dem Callus fort und producirt nach innen und nach aussen Holz. So stetig vorschreitend greift die Cambiumzone um die nächst inneren Gewebe und bildet daher einen nach aussen convexen Wulst. Die Aussen-

rinde folgt durch fortgesetzte Zelltheilung der Thätigkeit des Cambiums; nach aussen erscheint sie durch ein in Thätigkeit befindliches Phellogen und eine dementsprechende Korkschicht abgeschlossen. — Dieselbe Erscheinung, wie wir sie hier constatirt, findet bei Ueberwallung von Wunden an Gymnospermen und dicotylen Holzgewächsen überhaupt statt.[26]) Der Vorgang setzt sich oft jahrelang fort, indem die nach aussen rückende Cambiumschicht immer weiter mit ihrem Rande vorgreift. So können die Ränder selbst sehr ausgedehnter Wunden schliesslich aufeinander stossen, ihre Cambien in Verbindung treten und ein völliger Verschluss der Wunde hergestellt werden. — An den Seitenrändern des Edelreises sehen wir etwaig abgestorbene Rindentheile durch eine Korkschicht abgegrenzt, an dem Rande der Cambiumschicht aber, wie am Wildling, eine seitliche callöse Wucherung, die zur Verbreiterung der Cambiumschicht führt und den Anschluss an das Cambium des Wildlings erleichtert. — Ein radialer Längsschnitt, den wir jetzt in der Mediane des Edelreises führen, zeigt uns das intermediaere Gewebe in Längsansicht. Wir constatiren, dass die Zellen desselben nur geringe Höhe besitzen und meist markstrahlähnlich sind. Diese Aehnlichkeit fällt namentlich an Orten auf, wo sie eine ihrer Vermehrungsrichtung entsprechende, senkrecht gegen die Oberfläche gerichtete Anordnung zeigen. An dem oberen Rande der Wunde ist die Gewebewucherung besonders ausgiebig, wie denn an Wunden überhaupt der obere Rand stärker als der untere überwallt. An queren Wunden kann die Ueberwallung des unteren Randes sogar ganz ausbleiben.[27]) An unserem Object ist auch die Vereinigung zwischen dem Cambium des Wildlings und Edelreises am oberen Wundrande zuerst vollzogen worden. Wenigst weit vorgeschritten ist hingegen der Anschluss an dem unteren Rande des Edelreises, wo auch abgestorbene Gewebemassen besonders stark vertreten sind.

Wir verfolgen jetzt an einem „Steckling" die Vorgänge, welche die Weiterentwicklung desselben zu einem selbständigen Individuum ermöglichen.[28]) Am raschesten kommen wir hier mit Stecklingen von Coleus Verschaffeltii der Gärten zum Ziel. Die zu steckenden Zweige werden zwei bis drei Internodien lang, dicht unter einem Blattknoten abgeschnitten, die beiden Blätter dieses untersten Knotens durch scharfe Schnitte an ihrer Basis entfernt und der Spross nunmehr etwa $1\frac{1}{2}$ *cm.* tief in die Erde gesteckt. Für die Untersuchung bereitet man sich etwa zehn und zwanzig Tage alte Stecklinge vor. Die untere Querschnittfläche eines solchen Stecklings erscheint ein wenig vorgewölbt, sonst wenig verändert. Eine grössere Anzahl von Adventiv- oder Nebenwurzeln ist dicht über der Schnittfläche aus der Stengeloberfläche entsprungen. Nur die Narben der beiden entfernten Blätter sind von den Wurzeln freigelassen worden. Die Bildung der Adventivwurzeln schreitet nach oben am Stengel fort, soweit als sich derselbe in der Erde befindet; die vier Kanten des Stengels werden hierbei vorwiegend, wenn nicht ausschliesslich, bevorzugt. An der Oberfläche der Wurzeln bleibt, nachdem sie vorsichtig abgespült worden, ein dünner Panzer aus kleinen Bodenpartikelchen haften. Die Wurzelspitzen auf etwa ein Centimeter Länge sind von diesem Panzer frei und ebenso schwindet er an älteren Wurzeltheilen. Derselbe, hier besonders schön zu

verfolgen, beruht auf einer Verwachsung der Wurzelhaare mit den Bodentheilchen, so zwar, dass die letzteren nicht ohne Beschädigung der Wurzelhaare entfernt werden können. Diese feste Berührung der Wurzelhaare mit den Bodentheilchen ist für die Ernährung der Pflanzen von grösster Wichtigkeit, denn sie befähigt die Wurzelhaare, dem Boden selbst das durch Flächenanziehung der einzelnen Bodentheilchen festgehaltene Wasser und ebenso die durch den Boden absorbirten Nährstoffe zu entziehen. Um letztere, die nicht oder nur äusserst wenig löslich in den Wasserschichten der Bodentheilchen sind, in Lösung zu bringen, scheiden die Wurzelhaare eine saure Flüssigkeit aus. — Ein Längsschnitt senkrecht zur unteren Schnittfläche, in der Mediane der beiden Blattnarben geführt, zeigt uns, dass die untere Schnittfläche, sowie die beiden Blattnarben nach aussen durch eine Korkschicht abgeschlossen sind. Das Phellogen geht aus Zellen hervor, die vorwiegend in geringer Tiefe, oft nur eine Zellschicht entfernt von den Schnittflächen liegen. Diese Flächen haben sich, parallel der abweichenden Aussenfläche, durch mehr oder weniger zahlreiche Scheidewände in flache, tafelförmige, alsbald verkorkende Elemente zerlegt. Am besten gelingt der Abschluss in den Regionen des Gefässbündelringes, während das centrale Mark sich am schwersten abzuschliessen vermag. Die besonders ausgiebigen Theilungen am Cambiumringe rufen oft die Bildung eines deutlichen Wulstes an dieser Stelle hervor, während die Zellen des Markes häufig bis zu grösserer Tiefe absterben, daher eine entsprechende Vertiefung an jener Stelle entsteht. Dem weiteren Absterben der Markelemente gelingt es aber schliesslich doch, durch eine Korkschicht Einhalt zu thun. Alle lebenden, das heisst mit Protoplasma und Zellkern versehenen Elemente der Gefässbündelenden gehen in Theilung ein. Die Gefässe und Siebröhren bleiben naturgemäss von den Theilungen ausgeschlossen und werden durch die benachbarten sich theilenden Zellen an ihren Enden zugedrückt. Ueber den Enden der Gefässbündel hat sich aber hin und wieder eine Anzahl der neu gebildeten an die älteren Gefässe anschliessenden Zellen etwas gestreckt und Tracheïden-Charakter angenommen. So endet denn das Gefässbündel in netzförmig verdickten Elementen, die nur Wasser führen und somit den Charakter eines Transfusionsgewebes angenommen haben. Die ältesten Adventivwurzeln schliessen dicht über den Gefässbündelenden an. Da die Wurzelbildung weiterhin basifugal fortschreitet und sich vornehmlich an die Kanten des Stengels hält, so ist es nicht schwer, an entsprechend geführten Längsschnitten die jüngsten Wurzelanlagen zu finden. Sie entstehen im Cambium, wie auch sonst fast stets adventive Wurzeln. Nachträglich wird erst die Gefässverbindung mit den Gefässen des Mutterbündels hergestellt und zwar durch relativ kurze, netzförmig verdickte Tracheïden. Die junge Wurzel hat bei ihrer Weiterentwicklung die Rinde des Stengels zu verdrängen, wobei sie die Zellen derselben resorbirt und die Epidermis schliesslich durchbricht. — Um uns über die Lage dieser Adventivwurzeln vollständig zu orientiren, sind aber noch Querschnitte nöthig. Wir führen eine grössere Anzahl derselben basifugal fortschreitend aus, bis wir uns ein Stück weit oberhalb der jüngsten sichtbaren Anlagen befinden. Der Stengelschnitt zeigt vier grössere und vier kleinere Gefässbündel; die grösseren nehmen die Kan-

ten, die kleineren die Mitte der Seitenflächen ein. In den angewachsenen Internodien sind diese acht Gefässbündel durch Interfascicularcambium verbunden. Die grösseren Bündel der Kanten zeigen sich deutlich aus zwei bis drei vereintläufigen gebildet. Die Adventivwurzeln stehen vor den stärkeren Kantenbündeln, weit seltener einzelne vor den Flächenbündeln. Der Anschluss der Gefässe erfolgt am Rande oder auch an der Aussenseite der Gefässtheile des Stengels. Oft schliesst eine Wurzel an zwei der vereintläufigen Gefässbündel an. In dem unteren Theile des Stecklings ist es nicht selten, zwei Wurzeln in gleicher Höhe an demselben Kantenbündel entspringen zu sehen. Dicht über dem basalen Querschnitt sind die Adventivwurzeln auch innerhalb des Interfascicularcambiums entstanden und Gefässverbindungen nach den benachbarten Gefässbündeln des Stengels hierauf hergestellt worden. Je nach ihrer Dicke sind die Adventivwurzeln di- bis pentarch; diarch übrigens nur selten.

Ganz besonders instructiv sind die Stecklinge von Fuchsien, die einen sehr kräftigen „Callus" bilden. Wir wählen zur Untersuchung die in Gärten unter dem Namen „Triomphe de Francfort" sehr verbreitete Spielart. Man steckt am besten junge Sprosse, die aus älteren Theilen der Mutterpflanze (aus dem alten Holz) hervorgebrochen sind und die man durch einen Querschnitt dicht an der Mutterpflanze ablöst. Doch kann man auch die jüngsten Triebe der Zweigenden zum Stecken benutzen und schneidet sie dann dicht unter einem Knoten ab. Die Stecklinge ersterer Art sind für unsere Zwecke vorzuziehen. Sie werden ca. einen Centimeter tief in die Erde gesteckt und haben nach etwa drei Wochen einen geschlossenen Callus und zahlreiche Adventivwurzeln gebildet. Wir bereiten uns für die Untersuchung ein-, zwei- und dreiwöchentliche Stecklinge vor. Um die nöthige Orientirung zu gewinnen, stellen wir uns zunächst einen Querschnitt durch den Stengel eines gleichalterigen Fuchsiasprosses her. Derselbe zeigt uns ein grosszelliges Mark, einen geschlossenen Holzkörper, ein thätiges Cambium und dünnwandigen Basttheil. Der letztere wird nach aussen von einer Schicht chlorophyllhaltiger Zellen umgeben. Einschichtige Markstrahlen durchsetzen den Holz- und Basttheil und münden in der Chlorophyllschicht. Letztere wird umgeben von einer Schicht radial angeordneter Zellen, die an ihrer Peripherie kleine Sklerenchymfaserstränge aufzuweisen hat. Der Vergleich mit Querschnitten aus höher gelegenen Internodien lehrt, dass diese Schicht radial angeordneter Zellen, so wie die sie stützenden Sklerenchymstränge erst relativ spät aus der äussersten Zelllage der Chlorophyllschicht hervorgehen. Es folgt nach aussen die grosszellige, mit der Epidermis abschliessende Rinde. An älteren, an ihrer Oberfläche gebräunten Stengeltheilen sieht man, dass die grosszellige Rinde und Epidermis abgestorben sind, die Schicht radialer Zellen als Phellogen fungirt und begonnen hat, Kork zu bilden. Der Basttheil führt zahlreiche Raphidenbündel; weniger zahlreich sind dieselben in der äusseren Rinde vertreten. Beim Schneiden fällt die bedeutende Schwärzung des Rasirmessers auf und deutet auf einen grossen Gerbstoffreichthum des Gewebes hin. Legen wir einen Schnitt in eine Eisensalzlösung, so nimmt derselbe in der That sofort intensiv blaue Färbung an; namentlich reich an Gerbstoff erweist sich der Gefässbündelring. Betrachten wir die Basis

eines drei Wochen alten Stecklings, so finden wir dieselbe stark vorgewölbt aus dem helleren Gewebe des Callus gebildet. Dicht über der früheren Schnittfläche entspringen zahlreiche Adventivwurzeln, vornehmlich um die Blattnarben eventuell um den Grund noch vorhandener Blätter. Führen wir einen radialen Längsschnitt am Grunde dieses Stecklings, so können wir das Verhalten der einzelnen Gewebe an der Basis desselben feststellen. Das an den basalen Querschnitt stossende Markgewebe hat eine bedeutende Zellvermehrung erfahren und sich nach aussen vorgewölbt. Das neu entstandene Gewebe besteht aus flachen, parallel der Aussenfläche gestreckten, radial angeordneten Zellen. Es ist in seinen inneren Theilen durchsetzt von Nestern aus grösseren, netzförmig verdickten, inhaltsleeren Zellen. Diese anastomosiren mit einander und bilden weiter nach aussen eine geschlossene Schicht. Auf diese folgt eine Cambiumschicht, aus der sie augenscheinlich hervorgingen. Die Cambiumschicht setzt sich gegen die Peripherie in grosszelligere, radial angeordnete Elemente fort. Diese schliessen an ihrer Aussenseite mit einer Korkschicht ab, ausserhalb welcher nur noch abgestorbene Gewebselemente liegen. Der das Mark umgebende Holzring zeigt sich an seinem untern Rande abgestorben, dieser Rand ist aber bedeckt von dem aus dem Cambiumring erzeugten Gewebe. Verfolgt man nämlich von höher gelegenen Stellen aus den Cambiumring nach abwärts, so findet man, dass derselbe rasch breiter wird, Zellen nach innen abgiebt und am Grunde des Stecklings ein inneres Gewebe von bedeutender Mächtigkeit erzeugt hat. Dieses Gewebe greift über den Rand des Holzringes nach innen und vereinigt sich hier mit dem vom Mark aus gebildeten Gewebe. Der Cambiumring setzt sich in das Cambium am Grunde des Markgewebes fort und bildet somit eine völlig geschlossene Schicht. Das vom Cambiumring erzeugte Gewebe ist ebenso gebaut wie das schon geschilderte, durch die Thätigkeit des Cambiums am Grunde des Markes erzeugte: es ist sogenanntes Wundholz, das aus kurzen Elementen, zum Theil fein getüpfelten Parenchymzellen, zum Theil netzförmig verdickten Tracheïden besteht und von Markstrahlen durchsetzt wird. Nach aussen ist durch die Thätigkeit des Phellogens Kork gebildet worden und auch da ist eine Vereinigung des Phellogens der Seiten mit demjenigen der Basis erfolgt. Alle die neu erzeugten Gewebe sind von zahlreichen Raphidenbündeln durchsetzt. Die zahlreichen Adventivwurzeln nehmen ihren Ursprung dicht über der Schnittfläche und schliessen mit ihrem Gefässkörper durch Vermittlung kurzer netzförmiger Tracheïden an den Gefässkörper der Mutterpflanze an. Sie entstehen im Cambium des Stammes und auch in demjenigen der abgehenden Blattbündel. — Acht bis vierzehn Tage alte Stecklinge zeigen das Hervortreten der Gewebswulste aus dem Mark und dem Cambium und die Differenzirung der Cambiumschicht in dem Callus des Markes. Die Gewebswulste des Cambiums und des Markes stossen früher oder später (manchmal an einzelnen Stellen sehr spät) aufeinander und bald haben sie sich vereinigt, wobei die Cambiumschicht eine continuirliche wird. Je nach Stärke der Entwicklung ist es das Mark oder der Cambiumring, der den unteren Theil des Holzkörpers überwuchert; manchmal auf der einen Seite der Cambiumring, auf der andern

das Mark. Sind die gesteckten Zweige etwas zu alt, so kommt es auch wohl vor, dass das Mark an dem freigelegten Theile abstirbt und keinen Callus bildet und die Ueberwallung der Wunde vom Cambiumring allein erfolgt. Sie gelingt mehr oder weniger vollständig. Noch älteren Stecklingen gelingt es überhaupt nicht mehr, die Wunde abzuschliessen, sie gehen allmählich zu Grunde.

Durch die Untersuchung von Coleus und Fuchsia sind uns zwei Extreme vorgeführt, insofern als die erste Pflanze keinen Callus bildet, vielmehr die Schnittfläche nur durch Kork abschliesst, die zweite Pflanze hingegen einen kräftigen Callus erzeugt. Derselbe geht bei Fuchsia aus dem ganzen Mark und dem Cambiumring hervor, während sich in anderen Fällen nur Cambium allein, oder ausser Cambium und Mark auch noch Bastparenchym und Rinde an dieser Bildung betheiligen. Die Stecklinge krautartiger Pflanzen verhalten sich im Allgemeinen wie Coleus; die einen stärkeren Holzkörper bildenden im Allgemeinen der Fuchsia ähnlich.

Ein sehr schönes Object für die Untersuchung von Stecklingen giebt der wilde Wein, Ampelopsis hederacea, ab. Gesteckt wird hier im zeitigen Frühjahr vorjähriges Holz und zwar ein Internodium mit den beiden anstossenden Knoten. Am unteren Ende wird der Schnitt dicht unter dem Knoten, am oberen Ende ein bis zwei Centimeter über dem Knoten geführt. Drei bis vier Wochen alte, unter günstigen Bedingungen gehaltene Stecklinge zeigen einen sehr schönen Callus. Derselbe hat sich in einer Anzahl weisslicher Wulste nach innen über die Schnittfläche gekrümmt und dieselbe mehr oder weniger vollständig verschlossen. Oberhalb des Callus sind mehr oder weniger zahlreiche Wurzelanlagen hervorgetreten. Halbirt man der Länge nach mit einem Taschenmesser den Steckling an seiner Basis, so sieht man, auch ohne Zuhülfenahme von Vergrösserungen, dass das Mark mehr oder weniger tief abgestorben ist, auch der Holzkörper an seinem unteren Rande gebräunt erscheint, dass hingegen das Cambium starke Calluswulste gebildet hat, die nach innen umbiegend hier getrennt oder bereits auf einander stossend und verschmolzen sich zeigen. Der Callus ist sogar bis in die Höhlung eingedrungen, welche das abgestorbene Markgewebe zurückliess und füllt dieselbe aus. Am oberen Ende des Stecklings ist das Gewebe bis zu einer gewissen Tiefe abgestorben, bis dass es ihm gelang, in Mark, Cambium und Rinde sich mehr oder weniger scharf durch Kork abzuschliessen. Das Cambium hat stellenweise einen schwachen Callus gebildet und dieser sich mit Kork umgeben; im Holzkörper reicht die Bräunung bis zu wechselnder Tiefe. Die Gefässe haben sich mit Thyllen angefüllt. Ueberhaupt ist es interessant, zu constatiren, dass in der ganzen Ausdehnung des Stecklings Thyllen in den Gefässen gebildet worden sind und somit solche Stecklinge auch ein sehr schönes Object für Thyllen-Studium abgeben.

An den aus altem Holze geschnittenen, mehrere Internodien langen Weiden-Stecklingen sehen wir einen Callus nicht vortreten und constatiren auf medianen Längsschnitten, dass die Gewebe an der unteren Schnittfläche bis zu unbestimmter Tiefe abgestorben sind, ohne durch Kork sich abzugrenzen. Soweit als der Steckling sich im Boden befindet, entspringen demselben Adventivwurzeln. Anlagen für dieselben sind schon

an der Mutterpflanze gebildet worden und an alten Weidensprossen unter der Rinde zu finden.[29]) Unter normalen Verhältnissen kommen diese Anlagen somit nicht zur Entwicklung. An dem oberen Ende des Stecklings treiben die vorhandenen Achselknospen zu rasch sich entwickelnden Sprossen aus. Thyllen werden in den Gefässen des Holzes nicht gebildet.

Anmerkungen zum XX. Pensum.

1) Sachs, Lehrb., IV. Aufl., pag. 166; v. Janczewski, Anm. d. sc. nat. Bot. V. Sér., T. XX., 1874, pag. 162 ff.; Treub, Musée bot. de Leide, T. II, 1876.; de Bary, vergl. Anat., 1877, pag. 10.

2) Strasburger, Coniferen und Gnetaceen, pag 340.; de Bary, vergl. Anat., pag. 14, dort auch die weitere Literatur.

3) Frank Schwarz, Unters. d. bot. Inst. in Tübingen, Bd. I, pag. 142

4) l. c., pag. 143, Anm.

5) Van Tieghem, Ann. de sc. nat. Bot., V. sér., T. XIII, pag. 285.

6) Naegeli und Leitgeb, Beiträge zur wiss. Bot., IV. Heft, pag. 88.

7) Van Tieghem, Ann. de sc. nat. Bot., V. sér. T. XIII, pag. 198.

8) Van Tieghem, l. c., pag. 140 u. 223.

9) Naegeli u. Leigeb, l. c., pag. 88.

10) Strasburger, Coniferen und Gnetaceen, 1872, pag. 355; Bruchmann, Jen. Zeitschrift f. Naturw., 1874, pag. 522.

11) Naegeli und Leitgeb, in Beitr. zur wiss. Bot., 4. Heft, 1868, pag. 74 ff.

12) Vergl. hierzu Koch, Die Klee- und Flachsseide, 1880, pag. 27 ff.

13) Vergl. de Bary, Vergl. Anat., pag. 401 und die letzte diesem Gegenstande gewidmete Arbeit von Gérard, Ann. d. sc. nat. Bot, VII. sér., T. XI, pag. 279; die übrige Literatur wird man an den genannten beiden Orten verzeichnet finden.

14) Collodium von Duval (Journ. de l'anat. et de la phys., T. XV, pag. 185); Celloidin von Schiefferdecker (Archiv f. Anat. u. Entwicklungsgesch. 1882, pag. 199) eingeführt.

15) Vergl. Kaiser, Bot. Centralbl., Bd. I, pag. 26.

16) Von L. Koch, in Hansteins bot. Abh., Bd. II, Heft III, pag. 24.

17) W. Giesbrecht, Zool. Anz., 4. Jahrg., pag. 483; O. Bütschli, Biol. Centralbl. Bd. I, pag. 591.

18) Kadyi, Zool. Anz., 1879, pag. 476.

19) Schällibaum, Arch. f. mikr. Anat., Bd. XXII, pag. 689.

20) Giesbrecht, in Mttth. a. d. zool. Stat. zu Neapel, Bd. III, pag. 184.

21) Frenzel, Zool. Anz., Bd. VI, pag. 51 und 422.

22) Threlfall, Zool. Anz., Bd. VI, pag. 300.

23) Vergl. hierzu Pfeffer, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. VIII, pag. 533; Borodin, Bot. Ztg., 1878, Sp. 804.

24) Göppert, Ueber das Ueberwallen der Tannenstöcke 1841, Ueber innere Vorgänge beim Veredeln, 1874; Sorauer, Bot. Zeitung, 1876, pag. 202. Frank, die Krankheiten der Pflanzen, 1880, pag. 135.

25) De Vries, Flora, 1876, pag. 116.

26) Frank, Die Krankheiten der Pflanzen, pag. 114.

27) Frank, Die Krankheiten der Pflanzen, pag. 123.

28) Vergl. hierzu Stoll, Bot. Ztg., 1874, Sp. 753 und Frank, Die Krankheiten der Pflanzen, pag. 106. An beiden Orten die übrige Literatur.

29) Vöchting, Organbildung im Pflanzenreiche, pag. 24.

XXI. Pensum.

Wir haben bisher den Bau der Stämme und Blätter nur bei den Gefässpflanzen studirt; wir wenden uns jetzt an die gefässlosen Stämmchen und Blätter der Moose.[1]) Wir beginnen mit einem relativ complicirten Falle, wo die Differenzirung der Gewebe noch verhältnissmässig vorgeschritten erscheint: mit Polytrichum commune. Auf Querschnitten durch das Stämmchen fällt zunächst ein centraler Gewebscylinder auf. Derselbe besteht in seiner Mitte aus stark verdickten, gelbbraunwandigen, in seinem Umfang nur etwas weniger stark verdickten, helleren Zellen. Diese Zellen zeigen sich meist durch zarte Scheidewände gefächert, sie sind ohne protoplasmatischen Inhalt und führen in natura Wasser, in Präparaten zum Theil Luft. Sie spielen in dem Stämmchen somit dieselbe Rolle, wie die wasserleitenden Elemente in den Gefässbündeln der Gefässpflanzen. Umgeben wird dieser centrale wasserleitende Strang von einem mehr oder weniger continuirlichen, unregelmässig nach aussen umschriebenen Hohlcylinder aus besonders stärkereichem Gewebe. Die Zellen dieses Hohlcylinders fallen durch die braune Farbe ihrer Wandungen auf. Zwischen den dominirenden stärkehaltigen Zellen sind etwas weitlumigere, stärkefreie einzeln oder in unregelmässigen Gruppen eingestreut. Der ganze Hohlcylinder tritt seines Stärkegehaltes wegen dunkel bei Einwirkung von Jodlösung hervor. Der stärkeleitende Hohlcylinder mit sammt dem axilen wasserleitenden Strang dürfen somit als sehr einfaches concentrisch gebautes „Leitbündel" gelten. Auf dieses Leitbündel folgt nach aussen eine weitlumigere, hellwandigere, stärkeärmere Rinde. Die Zellen derselben werden nach der Peripherie zu englumiger und dickwandiger. Die äussersten zwei bis drei Zellschichten sind fast bis zum Schwinden des Lumens verdickt. Die vorletzte geht durch Orange roth in die rothbraune Färbung der äussersten Zellschicht über. Die peripherischen stark verdickten Zellen bilden das mechanische System des Stämmchens und sind vom physiologischen Standpunkte aus als Stereiden zu bezeichnen. Die Epidermis ist nur im jugendlichen Zustande gegen das Gewebe der Rinde deutlich abgesetzt, meist verdoppelt sie alsbald

durch tangentiale Wände ihre Zellenzahl, verdickt sich sehr stark, und hört dann auf im Querschnitt als Epidermis kenntlich zu sein. Die Rinde wird von schwachen Leitbündeln durchsetzt, die man in verschiedener Entfernung von der Peripherie sieht und die schliesslich Aufnahme in dem starken centralen Leitbündel finden. Ihr successiver Eintritt in den stärkeführenden Hohlcylinder giebt demselben den unregelmässigen Umriss. Diese Leitbündel sind Blattbündel, die man auf ihrer Wanderung durch die Rinde sieht. Sie fallen unschwer durch den Stärkegehalt und die bräunliche Färbung ihrer Zellen auf. Bei genauerer Betrachtung eines solchen Leitbündels (vergl. die Fig. 108) und Zuhülfenahme von Jodpräparaten stellt man fest, dass stets eine Reihe tangential aneinander schliessender, grösserer, inhaltleerer Zellen (*d*), die als Deuter (duces) früher bezeichnet wurden, die Mitte eines solchen Blattbündels einnimmt und von stärkeführenden, englumigen Zellen umgeben wird. Die Leitbündel der Blätter sind somit nicht anders als das centrale Stammbündel gebaut. Eine in das Stämmchen eintretende Blattspur ist zunächst an ihrer Innenseite von sehr englumigen, stark gebräunten Zellen begleitet. Dieselben stellen mechanische Elemente dar, stammen aus den Blattnerven, hören aber alsbald in dem Stämmchen auf. In dem stärkehaltigen Theile des centralen Leitbündels können wir die stärke- und wasserführenden Zellen der Blattspuren noch erkennen und fielen uns die wasserführenden vorhin schon auf. Das centrale Leitbündel von Polytrichum ist somit als ein stammeigenes aufzufassen, an welches die Blattbündel ansetzen. — Mediane Längsschnitte durch das Stämmchen zeigen, dass das centrale Stammbündel aus sehr langgestreckten, durch zarte Querwände geschiedenen Zellen gebildet wird. An einem medianen Längsschnitt, der den Eintritt eines Blattbündels genau getroffen hat, kann man dasselbe, bei Zuhülfenahme von Jod, leicht bis in das centrale Leitbündel verfolgen. Ein so getroffenes Blattbündel zeigt auch im Längsschnitt deutlich die innere inhaltleere, beiderseits von den stärkeführenden Zellen eingefasste Zellreihe. Die Zellen dieser innern Zellreihe haben die vielfache Länge der angrenzenden Stärke-



Fig. 108. Polytrichum commune. Leitbündel eines Blattes während seines Verlaufs durch die Rinde des Stämmchens nach Jodbehandlung. *d* die wasserführenden Leitzellen; der Inhalt der stärkehaltigen dunkel schattirt. Die Innenseite des Bündels ist nach vorn, die Aussenseite nach unten in der Figur gekehrt. Vergr. 540.

zellen aufzuweisen, sie werden durch quergestellte, oft deutlich poröse Scheidewände getrennt. Die stark verdickten peripherischen Rindenzellen besitzen, wie der Längsschnitt zeigt, bedeutende Dicke, sind an den Enden vielfach zugeschärft, manchmal in mehrere Spitzen getheilt und stimmen in allen diesen Beziehungen mit den Sklerenchymfasern der Gefässpflanzen überein. — Das Stämmchen wird von den Scheiden seiner Blätter etwa zur Hälfte umfasst. An abgelösten Blättern sieht man diesen scheidenförmigen Theil der Spreite gebildet aus gestreckten, chlorophyllarmen, über dem Nerv besonders langen Zellen. An der Stelle, wo der freie Spreitentheil beginnt, werden die Zellen breiter als sie lang sind. Liegt jetzt die Oberseite zur Beobachtung vor, so zeigen sich eigenthümliche Zellleisten derselben aufgesetzt. Sie decken diese ganze Oberseite, den Nerv inbegriffen, laufen parallel zu einander und zur Längsaxe des Blattes und bestehen aus chlorophyllreichen Zellen. Diese Lamellen werden seitlich durch lufterfüllte Zwischenräume getrennt. Die seitlichen Lamellen hören früher, die mittleren kurz vor der Spitze des Blattes auf. Diese Spitze selbst besteht aus langgestreckten, stark

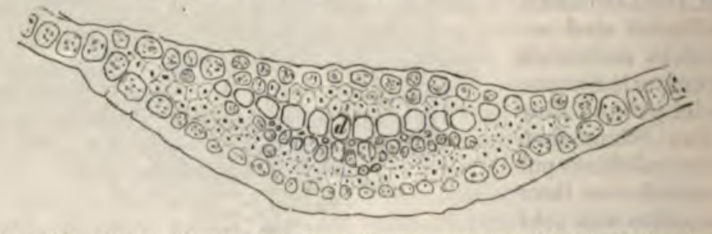


Fig. 109. Mittlere Partie eines Querschnittes aus dem Scheidentheile eines Blattes von Polytrichum commune. *d* die wasserführenden Zellen, darunter die stärkeführenden mit dunkler gehaltenem Inhalt. Vergr. 240.

verdickten, braunwandigen Zellen. Der Saum des freien Spreitentheils wird bandartig eingefasst von kurzen, chlorophyllärmeren Zellen, die in annähernd regelmässigen Abständen in einzellige Zähne auswachsen. Die Unterseite des freien Spreitentheils zeigt gestreckte Zellen über dem Nerv, kurze chlorophyllhaltige zu dessen beiden Seiten. Die Ansicht des Blattsaumes und des Scheidentheils ist für beide Flächen gleich. — Mit den Querschnitten durch das Stämmchen erhält man auch Blattquerschnitte. Die einschichtige Scheide fällt durch die bedeutendere Verdickung der Zellwände nach den beiden Oberflächen hin auf. Der Blattnerv (Fig. 109) zeigt an der Rückenfläche zunächst eine ziemlich weitlumige, chlorophyllhaltige Aussenschicht, dann zwei bis drei Lagen enger, sklerenchymatischer Zellen, die fast bis zum Schwund des Lumens verdickt sind, noch tiefer eine Schicht weiter Zellen (*d*), denjenigen entsprechend, die wir in den Blattspuren gesehen. Letztere Zellen sind inhaltleer und führen Wasser; ihre ganze Schicht bildet eine seichte Rinne, die mit den Rändern die chlorophyllhaltige Aussenschicht der Rückenfläche des Nerven erreicht. Mit den wasserführenden

Zellen alterniren in einer nächst tieferen Reihe kleine, stärkehaltige Zellen, an welche dann noch ein bis zwei Schichten etwas grösserer, ebenfalls stärkehaltiger Zellen anschliessen. Weiter sieht man zwei bis drei Schichten derselben englumigen, sklerenchymatischen Zellen, die wir über den wasserleitenden Zellen vorfanden. Auch diese engen Zellen umfassen rinnenförmig die vorhergehenden und reichen beiderseits bis unter die Aussenschicht der Oberseite. Den Schluss macht die mit stark verdickten Aussenwänden versehene Aussenschicht der Unterseite. Der Nerv der Scheide wird somit von einem sehr einfach gebauten, aus wasser- und stärkeführenden Zellen bestehenden Leitbündel durchzogen. Dieses Leitbündel ist an Ober- und Unterseite von einer sklerenchymatischen Zellschicht umfasst. Der Querschnitt durch den freien Spreitentheil (Fig. 110) zeigt im Nerven dieselben Verhältnisse, wie



Fig. 110. Querschnitt durch die Lamina des Blattes von Polytrichum commune. *a* die chlorophyllhaltige Lamelle; *e* die Aussenfläche, die sie erzeugt und an welche weiterhin auch die wasserleitenden Elemente ansetzen; *s* die Sklerenchymfasern. Vergr. 240.

wir sie in der Scheide fanden. Andrerseits sind hier aus der Oberseite der Spreite die chlorophyllhaltigen Leisten (*a*) hervorgewachsen. Sie decken die ganze Blattfläche mit Ausnahme des Saumes. Dieser Saum allein ist einschichtig. Die Leisten haben vier bis fünf Zellen Höhe; in der Nähe des Randes werden sie etwas niedriger. — Längsschnitte durch die Blätter erhält man gleichzeitig mit den Längsschnitten durch das Stämmchen. Man sieht an denselben, dass die aus der Lamina hervortretenden Leisten erst allmählich ihre volle Höhe erreichen und kann auch an nicht medianen Blattschnitten den Uebergang der einschichtigen Scheide in den zweischichtigen Spreitentheil verfolgen. Wie zuvor im Stämmchen, so können wir jetzt auch im Blattnerv auf medianen Schnitten, das Blattbündel in wesentlich unverändertem Bau verfolgen.

Wir untersuchen jetzt ein zweites, etwas einfacher gebautes Laubmoos, nämlich Mnium undulatum. Wir führen zunächst zarte Querschnitte durch das Stämmchen. In der Mitte des Stämm-

chens fällt uns wieder ein axiler Cylinder, gebildet von englumigen, dünnwandigen Zellen, auf. Diese Zellen führen keinen lebendigen Inhalt, nur Wasser; sie zeichnen sich durch die gelbbraune Färbung ihrer Wand von der Umgebung aus. An diesen Centralcylinder, der hier somit nur aus wasserführenden Elementen besteht, stossen die weitlumigeren Zellen der Rinde mit grünlich gelben Wänden und lebendem, chlorophyllhaltigem Inhalt an. Sie nehmen zunächst von innen nach aussen etwas an Weite zu, an der Peripherie werden sie rasch enger und dickwandiger und gehen endlich ohne Grenze in die ein- bis zweischichtige, englumige, stark verdickte Epidermis über. An zwei bis drei Stellen sieht man die äussere Zellschicht des Stämmchens sich unmittelbar in einschichtigen Zellplatten fortsetzen, welche den am Stämmchen abwärts laufenden Blattflügeln entsprechen. Querschnitte, welche durch den untern, blattlosen, stark gebräunten Theil des Stämmchens geführt werden, zeigen die Wände der peripherischen Zellschichten dunkel braun gefärbt. Aus einzelnen Zellen der Oberfläche sind lange, braunwandige, vielfach verzweigte Zellfäden hervorgegangen, welche hier die Function der Wurzeln versehen und als Wurzelhaare oder Rhizoiden bezeichnet werden. Diese Rhizoiden sind, wie leicht zu sehen, durch schräg gestellte Scheidewände, die somit eine Ausnahme von der so allgemein gültigen Regel der rechtwinkligen Schneidung bilden, ausgezeichnet. Unter zahlreichen dieser Scheidewände, und zwar deren emporgehobenem Rande, entspringen die sich weiter verzweigenden Seitenzweige. Nur die fortwachsenden Spitzen der Rhizoiden haben farblose Wände aufzuweisen.

Die grösste Aehnlichkeit mit solchem Wurzelfilz zeigt, in Hinsicht der Verzweigung und der schrägen Stellung der Scheidewände der „Vorkeim" der typischen Laubmoose, das sogenannte Protonema, das sich aus der keimenden Spore entwickelt. Doch sind dessen Zweige, so weit sie nicht in den Boden dringen, farblos und führen zahlreiche Chlorophyllkörner. Die Laubknospen, welche sich zu Moosstämmchen entwickeln, sind Seitenzweige dieses Protonema. Die nahe Verwandtschaft von Rhizoiden und Protonema zeigt sich auch in dem Umstande, dass die Rhizoiden feucht gehalten und dem Licht ausgesetzt Protonema erzeugen können, welches zahlreichen neuen Pflänzchen den Ursprung geben kann. Es genügt, Mnium-Rasen mit der Unterseite nach oben zu legen und feucht zu halten, um reichlichen, grünen Protonema-Filz aus den Rhizoiden zu erzielen. Letzterer erinnert makroskopisch in seinem Aussehen an die uns von früher her bekannten terrestren Vaucheria-Rasen.

Hat der Querschnitt eine Stelle des Mnium-Stämmchens getroffen, die beschädigt worden war, so sieht man nicht Kork an der beschädigten Stelle, denn solchen können die Kryptogamen, mit Ausnahme des früher von uns betrachteten Botrychium, nicht bilden, vielmehr haben die an die Wunde grenzenden Zellen ihre Wände verdickt und gebräunt, so dass sie, von dem weiteren Lumen abgesehen, den anderen Zellen der Oberfläche gleichen.

Nahe der Oberfläche sieht man im Querschnitt vereinzelte kleine Stränge aus dünnwandigen Zellen, die auch in ihrer Färbung mit den Elementen des centralen Cylinders übereinstimmen und wie jene Wasser führen. Nach aussen zu werden diese Stränge öfters durch einige sich besonders markirende, englumige, stark verdickte Zellen gestützt. Diese Stränge entsprechen der Mediane höher inserirter Blätter. Wie Querschnitte, welche die Blattinsertion getroffen haben, lehren, treten sie aus den Blattnerven in die Stengelrinde ein. Sie lassen sich in derselben mehrere Internodien tief verfolgen und erlöschen schliesslich, ohne sich von der Peripherie entfernt zu haben oder mit anderen ähnlichen Strängen verschmolzen zu sein. Der mediane Längsschnitt durch das Stämmchen zeigt, dass die Zellen des Centralcylinders langgestreckt und dünnwandig sind und dass sie mit zarten, zum Theil deutlich porösen Scheidewänden aufeinander stossen. Wir haben es jedenfalls auch hier mit einem stammeigenen, möglichst einfach gebauten, auf die wasserführenden Elemente beschränkten Leitbündel zu thun. Die Rindenzellen sind weniger lang, die peripherischen nehmen an Länge zu und erhalten zum Theil geneigte Scheidewände. Ist einer der kleinen, aus den Blättern stammenden, peripherischen Stränge dünnwandiger Zellen getroffen worden, so constatirt man an demselben den gleichen Bau wie am centralen Cylinder. — Ein Blatt, das wir ohne weitere Präparation in einem Wassertropfen des Objectträgers untersuchen, zeigt uns eine einschichtige Lamina und einen mehrschichtigen Mittelnerv. Letzterer endet unter einem terminalen Zahn, der aus einer Anzahl rhombischer Zellen besteht. Die Zellen der Blattnerven sind lang gestreckt, die peripherischen führen Chlorophyllkörner. Die Blattlamina ist einschichtig; sie besteht aus polygonalen, chlorophyllführenden Zellen. Die bandartige Umsäumung des Blattrandes wird von langgestreckten, stärker verdickten Zellen gebildet. Die äussersten am Rande tragen, in annähernd gleichen Abständen, ein- bis zweizellige, scharf zugespitzte Zähne. Querschnitte durch die Blätter erhält man gleichzeitig mit den Querschnitten durch das Stämmchen. Will man von abgetrennten Blättern Querschnitte ausführen, was bei der geringen Dicke derselben keine ganz leichte Aufgabe ist, so kann man sich die Sache wesentlich erleichtern, wenn man mit Glyceringummi eine grössere Anzahl Blätter auf einander klebt und hierauf erst, ohne das Trocknen des Gummis abzuwarten, das dicker gemachte Object zwischen Holundermark schneidet. Wir legen in diesem Falle die Querschnitte in Wasser ein, wo das Gummi alsbald weggelöst wird. Diese Methode lässt sich überall da anwenden, wo es gilt, von sehr dünnen Flächen Querschnitte zu gewinnen; die Schnitte können mit sammt dem Gummi in Glycerin-Gelatine, in Glycerin und in die Hoyer'schen Einschlussflüssigkeiten gelegt werden. — An den Querschnitten unserer Moosblätter constatiren wir, dass die Lamina einschichtig, die Zellen am Blattsaume stark verdickt sind. Der Nerv springt an der Rückenfläche stärker als an der Bauchfläche vor. Er hat zunächst auf beiden Flächen etwa zwei Schichten stärker verdickter, englumiger Zellen aufzuweisen; sein Inneres wird von weitlumigeren Zellen eingenommen. In der Mitte des Querschnittes, etwas näher der Unterseite, liegt ein Strang dünnwandiger Zellen, von dem Baue der wasserleitenden Zellen im Centralcylinder

des Stämmchens. Dieser dünnwandige Strang wird nach der Rückenfläche zu von einigen stark verdickten, englumigen Zellen gestützt. Das Bild erinnert nicht wenig an gewisse stark reducirte, auf nur wenige Elemente des Basttheils und einen schwachen Sklerenchymbeleg beschränkte monocotyle Gefässbündel. Wir haben es hier mit einem kleinen Leitbündel zu thun und zwar einem blatteigenen, welches, wie wir vorhin schon sahen, blind in der Rinde des Stämmchens endet. — Der Bau der Leitbündel ist hier entschieden unvollkommener als bei Polytrichum, dieselben sind auf die wasserleitenden Elemente allein beschränkt. Für die Leitung der assimilirten Stoffe sind keine besonders differenzirten Gewebe vorhanden und Querschnitte, welche die Insertion eines Blattes getroffen haben, zeigen, dass, von dem Leitbündel abgesehen, das Gewebe der Blattnerven sich unmittelbar in die Rindenzellen des Stämmchens fortsetzt. Die Blattlamina läuft hingegen, in Gestalt zweier Flügel, eine Strecke weit an der Stengeloberfläche abwärts. — Mediane Längsschnitte durch Blätter, die man zugleich mit Längsschnitten durch das Stämmchen erhalten hat, zeigen die bedeutende Länge aller Elemente der Nerven und illustriren in besonders klarer Weise den Anschluss des Nervengewebes an das Stämmchen.

Dass die Elemente des Centralstranges im Stämmchen der Wasserleitung dienen, kann man hier leicht mit Hülfe von Eosinlösung nachweisen. Taucht man ein frisch abgeschnittenes, unbenetztes Stämmchen mit seinem blattlosen unteren Ende[2]) einige Millimeter tief in wässrige Eosinlösung, so steigt die farbige Lösung nur in dem Centralstrange empor. Man kann in besonders durchsichtigen Stämmchen den rothen Faden im Innern schon mit dem blossen Auge sehen. Nach etwa 20 Minuten angestellte Querschnitte zeigen, meist schon über 30 *mm.* hoch, die Elemente des Centralstranges mit rother Flüssigkeit erfüllt und mit roth gefärbten Wänden. Die welken Blätter solcher mit dem unteren Ende in Eosinlösung oder in Wasser tauchender Pflänzchen werden übrigens nicht straff, was mit dem Mangel der directen Verbindung zwischen dem centralen Leitbündel und den Leitbündeln der Blätter zusammenhängt. Umgekehrt sieht man ein welkes Pflänzchen, das man ganz in Wasser taucht, schon nach wenigen Minuten ganz turgescent werden; die Wasseraufnahme findet somit der Hauptsache nach mit der Oberfläche der Blätter statt. In Eosinlösung bleibt das Leitbündel der unversehrten Blätter gleichzeitig farblos. Werden hingegen einige Blattenden abgeschnitten und hierauf erst das Pflänzchen in Eosinlösung getaucht, so zeigen sich die Nerven der betreffenden Blätter bei mikroskopischer Untersuchung von einem rothen Faden alsbald durchzogen. — Die blinde Endigung der Blattnerven in der Peripherie der Rinde wird gleichfalls damit zusammenhängen, dass hier nicht das Stämmchen den Blättern, vielmehr letztere der Stammrinde das nöthige Wasser zuzuführen haben. Die Aufgabe des Centralstranges im Stämmchen dürfte wohl ebenfalls in der Versorgung der Stammrinde bestehen, ihm wohl aber vor Allem die Zufuhr des Wassers nach den Knospentheilen obliegen.

Besondere Eigenthümlichkeit bietet der Bau der Torfmoose und soll daher hier der Reihe nach in Betracht gezogen werden. Wir führen Querschnitte durch das Stämmchen von Sphagnum

acutifolium aus. Diese Querschnitte zeigen uns einen weiten centralen Cylinder, der in seinem Innern aus weitlumigen, etwas collenchymatisch verdickten Zellen aufgebaut wird; nach der Peripherie zu werden seine Zellen allmählich enger und färben sich in den äussersten Lagen gelbbraun. Ein besonderes Leitbündel im Innern dieses Cylinders ist nicht vorhanden. Derselbe wird von einer grosszelligen, dreischichtigen Aussenrinde umgeben. Die Elemente derselben schliessen unmittelbar an die englumigen, gelbbraunen Zellen des inneren Cylinders an. Sie sind durch grosse kreisrunde bis ovale Löcher und zarte Schraubenbänder ausgezeichnet. Diese Löcher sind leicht zu sehen, und dass sie wirklich die Hohlräume dieser Zellen unmittelbar verbinden, constatirt man leicht an Schnittstellen die solche Löcher getroffen haben. Auch sieht man nicht eben selten in diesen Zellen Pilzfäden, die ohne Hinderniss durch die Löcher aus einer Zelle in die andere vorgedrungen sind. Diese porösen Elemente der Aussenwände von Sphagnum führen nur noch Wasser oder Luft und sind ohne lebenden Zellinhalt. Sie dienen der Pflanze als Capillarapparate, durch welche das Wasser den Verbrauchsorten zugeführt wird. Cutinisirte Theile fehlen der Pflanze; concentrirte Schwefelsäure löst alsbald das ganze Gewebe auf; relativ am längsten resistiren die Mittellamellen und Zwickel der gelbbraunen Aussenzellen des Centralcylinders.

Der mediane Längsschnitt zeigt den inneren Cylinder, gebildet aus longitudinal gestreckten, mit queren oder schrägen Wänden aufeinander stossenden Zellen. Die gelbbraunen Zellen in der Peripherie des Cylinders sind entsprechend enger. Die porösen Zellen der Aussenrinde sind auch etwas in die Länge gestreckt; die Schraubenbänder in denselben treten deutlich hervor und es ist leicht festzustellen, dass die Löcher zwischen den Windungen dieser Bänder liegen. Die Insertionsstellen der Blätter durchsetzen die Aussenrinde und erreichen so die äusserste Zellschicht des inneren Cylinders, die sich ihnen entgegen ein wenig vorstülpt. Vor dem Austritt aus der Rinde erfahren die Blattzellen eine plötzliche gelenkartige Anschwellung, die nur etwa vier Zellen lang sich über die ganze Breite des Blattes erstreckt. Letzteres stellt man an denjenigen Längsschnitten fest, welche die Aussenfläche des Stämmchens gestreift haben.

Die Blattspreite ist eiförmig, ganzrandig einschichtig und besteht, wie jede Flächenansicht lehrt, aus zweierlei Elementen. Die einen sind schmale, chlorophyllhaltige, somit auch Protoplasma und Zellkern führende, lebende Zellen, die anderen sind todte, mit Wasser oder mit Luft erfüllte, mit Ringen respective auch Schraubenbandstücken und zwischenliegenden Löchern versehene Zellräume. — Die Thatsache, die uns schon wiederholt auffallen musste, dass todte, luft- oder wasserführende Zellen, soweit sie nicht stark verdickt sind, so oft Schraubenbänder, Ringe oder Netze als Wandverdickung besitzen, erklärt sich ungezwungen aus dem Umstande, dass genannte Zellen ihres Turgors beraubt sind

und jenen mechanischen Apparat benutzen, um nicht zu collabiren oder zerdrückt zu werden. — Die grünen Zellen der Blattspreite sind alle untereinander verbunden und bilden ein Netzwerk mit elegant gekrümmten Wänden, dessen Maschen von je einer leeren Zelle eingenommen werden. Die grünen Zellen dienen der Kohlenstoffassimilation, die leeren Zellen sorgen, so wie die entsprechenden Zellen der Aussenrinde des Stämmchens, als Capillarapparat für die Wasserzufuhr. Der Blattrand wird eingenommen von den schmalen grünen Zellen und im Anschluss an diese von einem einreihigen Saume schmaler, an dem Aussenrande schwach verdickter, collabirter, wässrigen Inhalt führender Elemente. Nur die terminalen Scheidewände dieser Elemente erscheinen stärker verdickt und springen daher nach aussen vor.

An der Eintrittsstelle des Blattes in die Aussenrinde des Stämmchens hören die porösen Zellen auf. Das Gelenk wird von chlorophyllhaltigen, kurzen, bedeutend angeschwollenen Zellen gebildet. Im inneren Theile der Aussenrinde werden die Blattzellen wieder schmal und flach und ihre Wände nehmen die für die Aussenzellen des inneren Stammcylinders charakteristische braune Färbung an. Die Ansicht der Innenfläche der Blattlamina ist von derjenigen der Aussenfläche in etwas verschieden. An der Innenfläche liegen die schmalen, chlorophyllhaltigen Zellen in gleicher Höhe mit den inhaltsleeren. An der Aussenfläche liegen sie etwas vertieft und man sieht die inhaltsleeren Zellen über ihnen ein wenig zusammenneigen. Die chlorophyllhaltigen Zellen haben somit geringere Höhe als die inhaltsleeren. Dies zeigen auch die Querschnitte, die man unschwer zugleich mit den Querschnitten durch das Stämmchen erhält. — Die chlorophyllhaltigen Zellen werden nach der Blattunterseite ein wenig schmäler und die inhaltsleeren Zellen wölben sich nach dieser Seite vor.

Ein Nerv fehlt den Blättern ebenso wie ein Leitbündel dem Stämmchen, die Pflänzchen sind somit in dieser Beziehung viel einfacher als Polytrichum und Mnium gebaut, complicirter hingegen in der Ausbildung eines besonderen Capillarapparats.

Bei Sphagnum gelingt es auch leicht, den Vegetationskegel zur Anschauung zu bringen. Wir nehmen zu diesem Zwecke einen Zweig aus dem terminalen Zweigbüschel und entfernen unter dem Simplex die Blätter von demselben so weit, dass nur die Terminalknospe mit den jüngsten Blattanlagen übrig bleibt. An der stark vorgewölbten Stammspitze sind die dreiflächig zugespitzte Scheitelzelle und die sich aus den jüngsten Segmenten vorwölbenden Blattpapillen zu sehen. Klarer als die aus frischem Material gewonnenen sind die Bilder, die man erhält, wenn man die Pflänzchen zunächst in Alcohol legt, so das Chlorophyll entfernt und hierauf die freigelegten Vegetationspunkte in Wasser nach Zusatz von ganz wenig Kali untersucht. Die Aufeinanderfolge der Theilungen in dem Vegetationspunkte im Einzelnen zu bestimmen bleibt freilich auch dann noch eine schwierige Aufgabe.[3])

Auch bei den Laubmoosen kommt es vor, dass das Stämmchen ohne Leitbündel, die Blätter ohne Nerven sind. So fanden wir es bei den Torfmoosen, wo aber der Bau durch das Auftreten der porösen Zellen complicirt wird, so ist es, ohne jene Complication bei Fontinalis antipyretica. Was aber bei Laubmoosen nur Annahme, ist bei den in Axe und Blatt differenzirten Lebermoosen Regel. Das veranlasst uns den Bau der foliosen Jungermanniacee Plagiochila asplenioides näher ins Auge zu fassen. Wie alle Lebermoose, mit einziger Ausnahme von Haplomitrium, dorsiventral gebaut sind, so auch das vorliegende. Es gehört zu den grössten Formen der foliosen Jungermanniaceen und ist sehr verbreitet. Die rundlich eiförmigen, ungelappten Blätter sind ohne Nerven, überhaupt nur einschichtig. Sie werden von polygonalen, seitlich fest verbundenen, zahlreiche Chlorophyllkörner führenden Zellen gebildet. Am Rande treten einzelne Zellen als kurze Zähne hervor, diese Zahnbildung kann auch unterbleiben. Die Blätter sind in zwei rückenständigen Reihen abwechselnd am Stengel inserirt, eine dritte bauchständige Reihe, der sogenannten Amphigastrien, fehlt. Die Insertionsfläche der Blätter läuft schräg und zwar ist ihr vorderer Rand tiefer inserirt als der hintere. Der obere Rand je älterer Blätter wird somit von dem unteren je jüngerer gedeckt, die Blätter sind „unterschlächtig". Der Querschnitt durch das Stämmchen zeigt dasselbe gebildet aus grosszelligem, dünnwandigem Gewebe, dessen zwei äusserste Schichten englumiger und dickwandiger werden und zugleich hellbraune Wände erhalten. Diese Bräunung trifft stärker die Zellen der Bauchfläche als der Rückenfläche. Eine scharfe Abgrenzung der äussersten Zellschicht ist nicht vorhanden. An der Rückenfläche zeichnet sich diese äusserste Zellschicht durch Chlorophyllgehalt aus. Die Lamina der Blätter geht in die äusserste Zellschicht des Stämmchens über. Auf Querschnitten durch ältere Stengeltheile trifft man auf Insertionsstellen langer, einzelliger, büschelweise zusammenstehender Wurzelhaare, welche die Stelle der fehlenden Amphigastrien einnehmen. Dieselben entspringen einzelnen Zellen der Bauchfläche, und sind an ihrer Spitze oft unregelmässig gelappt. Auch Längsschnitte zeigen, abgesehen von der dunkleren Färbung und geringeren Breite der peripherischen Zellen, keine anderweitige Differenzirung im inneren Bau des Stämmchens; die sämmtlichen Zellen sind annähernd gleich lang und stossen mit queren oder etwas geneigten Scheidewänden auf einander.

Der Thallus des auf feuchtem Boden sehr verbreiteten, an ihren Brutbechern, eventuell auch an ihren tellerförmigen oder schirmartigen Receptakeln so leicht kenntlichen Marchantia polymorpha[1]), zeigt einen ziemlich complicirten Bau. Der Mangel einer cormophyten Gliederung bedingt somit nicht nothwendig einfache anatomische Structur. Der Thallus ist lederartig hart; er verzweigt sich durch Gabelung seines Scheitels, der im Grunde der „Scheitelbucht" liegt. Hat sich der Spross kurz zuvor gegabelt, so

wird die Mitte der vorderen Einbuchtung von einem Thalluslappen eingenommen, zu dessen beiden Seiten die Scheitelbuchten liegen. In der Mediane jedes Sprosses springt an der Bauchseite eine undeutlich begrenzte Mittelrippe vor. Von dieser aus verlaufen schräg nach vorn gerichtete Streifen bogig gegen den Rand des Thallus. In einiger Entfernung vom Scheitel ist der Thallus durch feine aus seiner Mediane entspringende Rhizoiden an dem Substrat befestigt. Bringen wir den Thallus, mit der Bauchseite nach oben gekehrt, unter den Simplex, so können wir, mit Hülfe von Nadeln die Existenz von Schuppen feststellen, die der Thallusfläche entspringen. Es sind hier drei verschiedene Formen von Ventralschuppen vorhanden: „Randschüppchen“ die über den Thallusrand meist etwas hinausreichen und gebräunt sind; „Medianschuppen“ welche in der Mittellinie stehen und „Laminarschuppen“ die zu beiden Seiten der Mittellinie auf dem Thallus inserirt sind. Die Medianschuppen, öfters purpurfarbig, alterniren mit einander. Ihre Insertion folgt der Mittelrippe, wendet sich dann nach aussen und erreicht in bogigem Verlauf fast die Mitte der Frons. In der Mediane decken sich die Ränder der aufeinander folgenden Schuppen. Die Laminarschuppen sind eiförmig, trocken, weisslich, schieben sich zwischen die Medianschuppen ohne die Mittelrippe zu erreichen; sie können auch fehlen. Soweit Median- und Laminarschuppen, respective nur erstere reichen, entspringen aus der Frons feine Rhizoiden, welche von den Schuppen gedeckt und deren Insertion folgend, bis zum Mittelnerv gelangen und hier in Bündeln weiter abwärts laufen. Die Median- und Laminarschuppen sind es, welche der Thallusunterseite die Streifung verleihen, die uns an derselben schon bei Betrachtung mit dem blossen Auge aufgefallen war. — Betrachten wir die Rückenfläche des Thallus mit der Lupe, so erscheint uns diese in kleine rautenförmige Felder getheilt. Die Grenzen der Felder sind dunkelgrün, die Felder selbst erscheinen mehr grau. In der Mitte eines jeden Feldes ist eine punktförmige Oeffnung zu sehen. Wir untersuchen hierauf einen Schnitt, der parallel zur Rückenfläche des Thallus geführt worden ist bei stärkerer Vergrösserung. Wir sehen, dass die Aussenzellen der Rückenfläche polygonal gestaltet, fest verbunden sind und zahlreiche grosse Chlorophyllkörner führen. Die Grenzen der Felder zeichnen sich deutlich; jedes Feld wird in der Mitte von einer runden Oeffnung, die von meist vier schmalen, sichelförmig gekrümmten, chlorophyllfreien Zellen umrahmt ist, eingenommen. (Fig. 111 *A*). Wo der Schnitt etwas dicker ausfiel, ist unter der freien Fläche des Feldes Luft angesammelt. In diesen Luftraum „die Luftkammer“, ragen chlorophyllhaltige Zellfäden hinein. Die seitlich die Luftkammern abgrenzenden Wände werden aus dicht verbundenen Zellen aufgebaut. Die Wände sind ein- bis mehrschichtig, die Zellen führen Chlorophyll. Einzelne Zellen der Oberfläche und auch des Inneren zeichnen sich durch einen stark lichtbrechenden, unregelmässig umschriebenen traubenförmigen Körper aus. Diese

Körper sind an jüngeren Sprossen schwach bräunlich, an älteren braun gefärbt und bilden die sogenannten Oelkörper der Lebermoose.[5]) Die Zelle, die so einen Körper führt, zeigt keine anderweitigen geformten Inhaltstheile. Der Oelkörper löst sich in starkem Alcohol rasch auf, wobei eine ihn umhüllende Membran zurückbleibt. Ebenso löst er sich in Aether, Benzol und Schwefelkohlenstoff, hingegen nicht in Säuren. Mit Kalilauge ist die Verseifung nur unvollständig, doch ebenso auch bei Olivenöl, so dass diese Reaction nicht gegen die Fettnatur des Körpers spricht. Dass in demselben nicht ein ätherisches Oel vorliegt oder doch nur zum Theil vertreten ist, zeigt das Kochen in Wasser, wobei ältere Oelkörper fast intact bleiben, jüngere nur einen kleinen Theil ihrer Substanz einbüssen. In Wasser von 5 bis 7° C. werden die Körper nicht fest, verwandeln sich vielmehr, wenn auf dieselben gedrückt wird, in kleine Tröpfchen, somit bestehen sie auch nicht allein aus Wachs oder

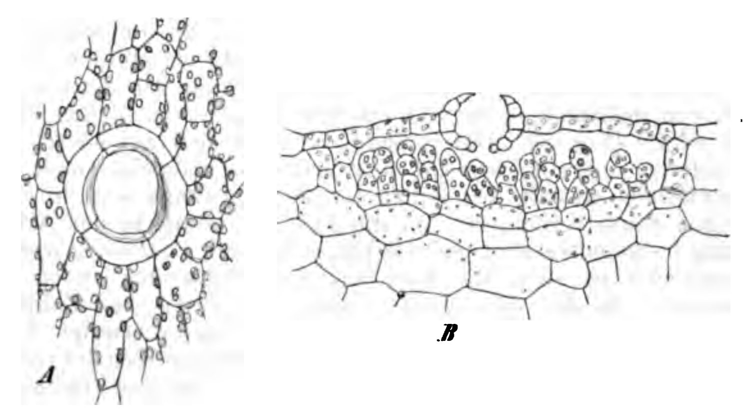


Fig. 111. Marchantia polymorpha. *A* eine Athemöffnung von oben, *B* im Querschnitt. Vergr. 240.

Harz. Es kann also nach den vorerwähnten Reactionen dieses Körpers vorwiegend nur fettes Oel in demselben vertreten sein. — Flächenschnitte die uns den Thallus von der Bauchseite vorführen, zeigen keine Felderung. Die Zellen sind hier gestreckter und chlorophyllärmer als an der Oberseite. Die Rhizoiden, die der Bauchfläche entspringen, zeigen doppelten Bau. Sie sind schmächtiger und mit zapfenförmigen Vorsprüngen im Innern versehen, oder dicker und ohne solche Verdickung. Die mit den zapfenförmigen Vorsprüngen versehenen, die „Zäpfchenrhizoiden", nehmen aus der Frons ihren Ursprung, so weit als die Median- und Laminarschuppen, respective nur erstere, reichen. Sie liegen der Frons an und folgen in Bündeln von den Schuppen gedeckt deren Mittelnerv; sie dienen wohl zur Versteifung des Thallus. Die gewöhnlichen Rhizoiden gehen vornehmlich aus dem Mittelnerv hervor und wenden sich unter spitzem Winkel gleich gegen das Substrat, an dem sie den Thallus

befestigen. An ihrer Spitze zeigen sie sich öfters buchtig gelappt, an der Basis häufig purpurfarbig. Alle Ventralschuppen sind einschichtig, die medianen bestehen aus noch lebenden, die laminaren und randständigen aus alsbald abgestorbenen Zellen. — Ein Querschnitt durch den Thallus zeigt an der Rückenfläche zunächst eine Zone chlorophyllhaltigen Gewebes. Das Innere des Thallus wird von weitlumigeren, fast chlorophyllfreien Zellen gebildet. An der Bauchfläche sind die beiden letzten Zellschichten wieder englumiger, flacher, chlorophyllreicher, die sogenannte ventrale Rindenschicht bildend. Durch das ganze Gewebe sind Oelkörper zerstreut. Andere vereinzelte Zellen fallen durch ihre Grösse und starke Lichtbrechung auf, es sind das Schleimzellen, die bei Marchantia nur schwach, bei anderen Marchantiaceen stärker entwickelt sind. Ein genaueres Studium der chlorophyllreichen Aussenschichten der Rückenfläche ergänzt das Bild, das wir in der Flächenansicht gewonnen hatten. Wir sehen zu äusserst eine einfache Schicht flacher Zellen, die über den Luftkammern frei an die Wände ansetzt, welche die Kammern seitlich begrenzen. In der Mitte der freien Aussenwand befindet sich die Athemöffnung, die, wie es sich jetzt zeigt, von mehreren, etwa vier bis acht Etagen von Zellen eingefasst wird[6]) (Fig. *B*). Die Oeffnung verengt sich am oberen und am unteren Ausgang, namentlich an letzterem und zeigt somit eine tonnenförmige Gestalt. Die Zellen der obersten Etage sind in einen häutigen Saum verlängert. Da die Luft sehr stark in der Athemöffnung festgehalten wird und die Bilder dadurch undeutlich werden, so empfiehlt es sich, die Luft aus den Präparaten zuvor auszupumpen. In die Athemhöhle ragen von unten her Zellfäden hinein, zwei bis drei Zellen hoch, hin und wieder verzweigt. Diese Zellfäden sind besonders chlorophyllreich, sie entspringen der nächsttieferen chlorophyllarmen, flachen Zellschicht. An der Ventralseite des Thallus sieht man am Mittelnerv das seitliche alternirende Uebereinandergreifen der Medianschuppen. Zwischen den Schuppen liegen die Querschnitte der Rhizoidenbündel. Mediane Längsschnitte zeigen die Insertion der stärkeren, gewöhnlichen Rhizoiden, die gleich vom Thallus abgehen und das Anliegen der Zäpfchenrhizoiden am Mittelnerv.

Ein sehr einfach gebauter Thallus ist derjenige von **Metzgeria furcata**[7]) und in vielen Beziehungen sehr instructiv. Das unscheinbare Pflänzchen ist verbreitet und an der Rinde von Laubhölzern meist unschwer zu entdecken. Der Thallus ist bandförmig, hellgrün, gabelig getheilt, von einer mit dem blossen Auge eben noch unterscheidbaren Mittelrippe durchsetzt. Abgesehen von dieser Mittelrippe ist, wie unter dem Mikroskope leicht festzustellen, der Thallus einschichtig. Er besteht aus polyëdrischen, reich mit länglichen Chlorphyllkörnern erfüllten Zellen. Die schmale Mittelrippe springt an der Bauchfläche viel stärker als an der Rückenfläche vor; sie besteht von oben nach unten fortschreitend, was man bei verschiedener Einstellung constatiren kann, aus breiten, nur wenig

gestreckten, aus zwei bis drei Lagen schmaler, langgestreckter und endlich wieder aus breiteren Zellen. Die beiden äusseren Zelllagen führen Chlorophyll, nicht die inneren. Am Vegetationspunkte entspringen aus der Bauchfläche des Nerven einige wenige kurze, mit stark lichtbrechendem Inhalt in ihrem vorderen Ende erfüllte Keulenhaare. Aus älteren Theilen der Nerven, respective auch den Randzellen des Thallus, gehen die sogenannten Borstenhaare hervor, die unter günstigen Umständen an ihrer Spitze zu einer gelappten Haftscheibe sich ausbilden können und dann als Rhizoiden fungiren. Sie stehen stets an dem hinteren, vom Scheitel entfernteren Ende der Zelle, von der sie durch eine gekrümmte

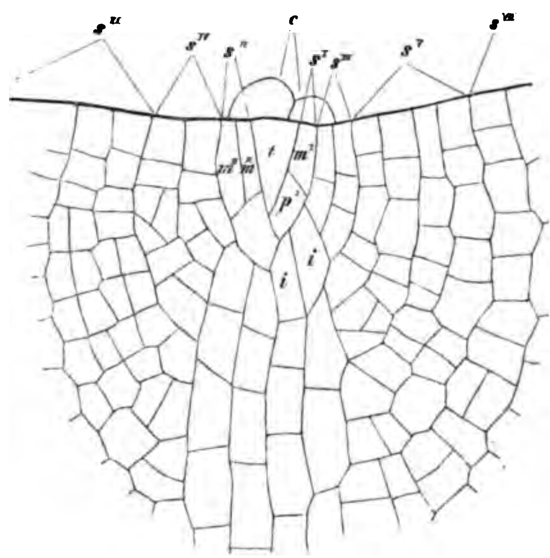


Fig. 112. Sprossscheitel von Metzgeria furcata. *t* Scheitelzelle; s^{I}—s^{VII} aufeinanderfolgende Segmente; m^{I} Randzelle ersten, m^{II} zweiten Grades; p Flächenzelle ersten Grades, *i i* Innenzellen des Mittelnerven, *c* Keulenhaare. Das Bild bei Einstellung auf die inneren Nervenzellen gezeichnet. Vergr. 540.

Scheidewand abgegrenzt werden, welche nicht die ganze Höhe der betreffenden Zelle durchsetzt, vielmehr nur eine Ecke oder Kante von derselben abschneidet. — Wie der Querschnitt zeigt, sind die inneren Zellen der Mittelrippe durch etwas stärker verdickte, fast collenchymatisch aussehende, weissglänzende Wände ausgezeichnet. — In der instructivsten und leichtesten Weise sind bei Metzgeria die Theilungsvorgänge an den Vegetationspunkten zu verfolgen.[8]) Der fortwachsende Scheitel zeigt bei Metzgeria eine relativ nur sehr schwache Ausbuchtung. Der Grund dieser „Scheitelbucht" genau an der Stelle, wo der Mittelnerv aufhört, wird von der Scheitelzelle eingenommen. Wir betrachten dieselbe von der Rückenfläche des Thallus aus, um nicht durch die Keulenhaare gestört

zu werden. Die Scheitelzelle ist zweischneidig (Fig. 112 *t*), sie zeigt die Gestalt eines gleichschenkligen Dreiecks, mit nach vorn gerichteter, meist etwas convexer Grundfläche und schwach gebogenen Seitenwänden. Sie theilt sich durch Wände, welche einer ihrer Seitenwände parallel sind und giebt so abwechselnd nach rechts und links Segmente (*s*) ab, die somit alle in einer Ebene liegen.

Jedes Segment zerfällt durch eine dem Rande des Thallus parallele, perikline Wand in eine Randzelle ersten Grades (m^{I}) und eine „Flächenzelle" ersten Grades (*p*). Die Randzelle ersten Grades theilt sich hierauf durch eine zum Thallusrande senkrechte, antikline Wand in zwei gleiche Randzellen zweiten Grades (m^{II}, m^{II}). In letzteren wiederholen sich die Theilungen durch Perikline (im Segment s^{III}). Die Flächenzelle ersten Grades zerfällt hingegen in eine zur Thallusfläche parallele Wand, die wir somit nicht sehen können, in eine rückenständige und eine bauchständige Zelle. In letzterer wiederholt sich derselbe Theilungsvorgang, bis dass die vier bis fünf Etagen der Nerven gebildet sind. Der ganze Nerv ist somit auf die Flächenzellen ersten Grades zurückzuführen. Die durch Theilung der Flächenzellen gebildeten Aussenzellen verhalten sich anders als die Innenzellen. Während erstere sich nämlich zunächst senkrecht zur Längsaxe des Thallus theilen, theilen sich letztere parallel zu dieser Axe. Dieses Verhalten fällt leicht in die Augen; unsere Figur ist aber bei Einstellung auf die oberste Schicht der Innenzellen (*i i*) dargestellt. Jede Flächenzelle ersten Grades bildet gleich nach ihrer Anlage, an der Bauchseite ein Keulenhaar. Letzteres krümmt sich mit seinem Ende aufwärts und hat alsbald seine volle Entwicklung erreicht. — Bei Betrachtung des dargestellten Zellnetzes muss es uns aber von Neuem auffallen, dass dasselbe, von den Störungen abgesehen, welche das stärkere Wachsthum des Mittelnerven bedingt, auf zwei Systeme confocaler Parabeln sich zurückführen lässt. — Nach einigem Suchen finden wir auch Sprosse, welche den ersten Anfang der Endverzweigung zeigen. Wir können denselben bis auf die Anlage der neuen Scheitelzelle zurückführen. Es liegt hier nicht eine Gabelung der älteren Scheitelzelle vor, vielmehr die Bildung einer neuen aus dem jüngsten oder einem der jüngsten Segmente. In dem umstehend dargestellten Falle hat das jüngste Segment relativ bedeutende Breite gewonnen, die Flächenzelle ersten Grades gebildet und seine Randzelle ersten Grades in zwei Randzellen zweiten Grades zerlegt, hierauf in der, der Scheitelzelle näheren Randzelle zweiten Grades durch eine sanft geneigte, an die Halbirungswand der Randzelle ersten Grades ansetzende Wand, eine neue Scheitelzelle *t''* gebildet. Diese würde hierauf wie die ältere Scheitelzelle und in derselben Ebene Segmente gebildet haben. Der Vergleich junger Gabelungszustände zeigt uns, dass der neue Spross den Mutterspross zur Seite drängt und alsbald demselben völlig gleichwerthig erscheint. In Hinblick auf den Ursprung der neuen Scheitelzellen wäre diese Gabelung immerhin nur als eine falsche zu bezeichnen, während wir in der That Beispiele bei Algen kennen, wo die Scheitelzelle wirklich halbirt wird und zwei neue Scheitelzellen abgiebt. — Ausser dieser normalen Endverzweigung wird uns bei Metzgeria furcata

eventuell auch die Bildung von Sprossen aus dem Mittelnerv und zwar sowohl vegetativer, als auch geschlechtlich differenzirter, ausserdem auch die Bildung von Adventivästen aus Randzellen des Thallus begegnen. Die geschlechtlichen Sprosse nehmen die Gestalt helmartig gekrümmter Blättchen an, welche die Geschlechtsorgane schützen. Doch wollen wir uns darauf beschränken, diese Sprossbildungen als solche erkannt zu haben und gehen nicht weiter auf dieselben ein.

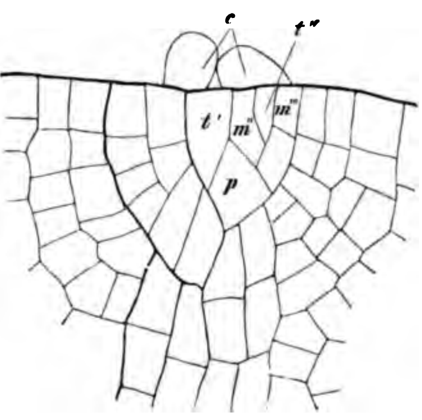


Fig. 113. Sprossscheitel von Metzgeria furcata, Anlage einer neuen Scheitelzelle. t' die ältere Scheitelzelle, t'' die neue; p Flächenzelle ersten Grades; m'' Randzelle zweiten, m''' dritten Grades; c Keulenpapillen. Das Bild bei Einstellung auf die inneren Zellen des Mittelnervs gezeichnet. Vergr. 540.

Der Thallus des an den Küsten der nördlichen Meere so verbreiteten, olivenfarbigen bis braunen Tangs **Fucus vesiculosus**[9]) ist flach, laubartig, von einer beiderseits vorspringenden Mittelrippe durchzogen, in der Fläche der laubartigen Ausbreitung mehr oder weniger regelmässig gabelig verzweigt; zu den beiden Seiten der Mittelrippe, oft paarweise, ausserdem am Grunde der Gabelungsstellen mit blasigen Anschwellungen versehen; diese können auch ganz fehlen. Nach dem Grunde hin wird die laubartige Ausbreitung des Thallus allmählich desorganisirt und schliesslich derselbe, auf den wesentlich verstärkten, im Querschnitt elliptisch gewordenen Mittelnerv, als auf einen Stiel, reducirt. Letzterer endet an seiner Basis mit einer nahezu kreisrunden Haftscheibe. Es können auch mehrere Stöcke einer gemeinsamen Haftscheibe entspringen. Aus den älteren Theilen des Thallus, vornehmlich dessen Rändern gehen oft zahlreiche Adventivsprosse hervor. Die Vegetationspunkte des Thallus liegen an den Scheiteln der Zweige in spaltenförmigen Vertiefungen, deren Richtung mit der Ebene der Laubausbreitung zusammenfällt und die leicht mit der Lupe zu erkennen sind. — Für die anatomische Untersuchung eignet sich Alcohol-Material fast eben so gut wie frisches. Frisches Material lässt sich aber, in Kisten oder Körben, ohne Wasser, auf grosse Entfernungen versenden, ohne zu leiden. Wir halten uns daher an die frische Pflanze und bringen die Schnitte in Seewasser zur Beobachtung, da sie in süssem Wasser zu stark quellen. Wir untersuchen zunächst die laubartige Ausbreitung jüngerer Thallustheile. Flächenschnitte von beiden Thallusseiten zeigen die Oberfläche gebildet von rechteckigen bis polygonalen Zellen die mehr oder weniger deutlich in longitudinalen, durch nachträgliche Theilungen vielfach

gestörten Reihen fortlaufen. Diese Zellen sind mit olivenfarbigen Chromatophoren dicht erfüllt. Letztere haben die Gestalt abgerundeter, oder durch Druck polygonaler Körner und führen den für Fucaceen charakteristischen Farbstoff, das Phaeophyll, das übrigens als ein Gemisch verschiedener Farbstoffe aufgefasst wird. Auf die äusserste Gewebsschicht, die wir als Aussenrinde[10]) bezeichnen wollen, folgen andere, deren Zellen allmählich grösser werden und sich longitudinal strecken. Die Chromatophoren dieser Zellen sind grösser, nicht so dicht an einander gedrängt und können daher besser unterschieden werden. Oefters ist der mit einem Kernkörperchen versehene Zellkern zwischen den Chromatophoren zu sehen. Diese Zellschichten können als Innenrinde zusammengefasst werden. Stellen wir unsere Flächenschnitte aus der Mittelrippe her, so folgen jetzt gestreckte Zellreihen, in Gestalt longitudinal verlaufender Fäden. Sie liegen in gemeinsamer Gallerte eingebettet, die aus gequollenen Membranschichten hervorgegangen ist, laufen parallel zu einander und sind seitlich nur durch kurze Fortsätze verbunden, die thatsächlich Tüpfeln entsprechen, das heisst Stellen, an welchen die Bildung der gallertartig quellenden Verdickungsschichten unterblieben ist. In den beiderseits an die Mittelrippe anschliessenden Flügeln der Frons, wird der Verlauf der Zellfäden ein sehr unregelmässiger und lockerer. Die zwischengelagerte Gallerte übertrifft bei Weitem den von den Zellfäden eingenommenen Raum. Dem gemäss sind die seitlichen, Tüpfeln entsprechenden Fortsätze, mit denen diese Zellreihen communiciren, sehr lang. Da diese Fortsätze denselben Durchmesser wie die Zellen selbst, von denen sie ausgehen, zeigen, so ist zwischen den eigentlichen Zellkörpern und deren Fortsätzen nicht mehr zu unterscheiden und das Ganze nimmt das Bild eines, aus anscheinend gleichen Gliedern gebildeten, unregelmässigen Netzes an. Dieses innere Gewebe der Rippen wie der Flügel wollen wir als Mark zusammenfassen. — Der Inhalt der Zellen des Markes ist arm an Chromatophoren, dagegen oft sehr reich an stark lichtbrechenden Körnern, die sich nicht durch Alcohol, wohl aber durch Aether entfernen lassen, die sich mit Ueberosmiumsäure bräunen und somit als fettes Oel erweisen. In jeder Zelle ist ein Zellkern ausfindig zu machen. Nicht selten nimmt der protoplasmatische Zellinhalt in dem Untersuchungswasser eine kämmerige Structur an. Nach Jodzusatz färbt sich der Zellinhalt mit Ausnahme der Fetttröpfchen gelbbraun, die Zellkerne werden meist gut sichtbar; Stärkereaction tritt an keiner Stelle ein und dürfte hier das fette Oel deren Stelle vertreten. — Wir führen hierauf Quer- und Längsschnitte aus. Erschwert wird das Schneiden durch die starke Spannung, welche zwischen den äusseren und inneren Zellschichten des Thallus herrscht und die auch Krümmungen der Flächenschnitte bereits veranlasste. Die Aussenschichten sind positiv, die inneren Schichten negativ gespannt, das heisst, die Aussenschichten werden von den inneren Schichten comprimirt, die letzteren von den äusseren ge-

dehnt, daher an den Schnitten die Aussenschichten sich verlängern, die Innenschichten verkürzen und der Schnitt sich rollt. Zwischen Holundermark gelingt es immerhin brauchbare Schnitte zu bekommen. Die Zellen der einschichtigen Aussenrinde zeigen sich uns jetzt fast doppelt so hoch als breit; in den nur wenig gequollenen Wänden der Innenrinde finden wir verdünnte Stellen, als flache Tüpfel ausgebildet. Die Schliesshaut der Tüpfel zeichnet sich durch starke Lichtbrechung aus. Wir constatiren an den Längs- und Querschnitten, dass die Zellfäden des Markes nach Aussen und Innen keine Anastomosen bilden. Es bestehen somit nur die seitlichen Verbindungen in der Ebene des Thallus, die wir auf Flächenschnitten sahen. Wir behandeln die Querschnitte mit Chlorzinkjod oder mit Jod und Schwefelsäure und erhalten in beiden Fällen, besonders aber in letzterem, Blaufärbung der Wände. Die festen, die Zelllumina unmittelbar umgebenden Schichten färben sich intensiv, schwächer die etwas entfernteren und in dem lockersten Gewebe, das die seitlichen Ausbreitungen des Thallus erfüllt, pflegt sich die Färbung in der Gallerte schliesslich ganz zu verlieren. Die Membrantheile um die Zelllumina zeigen deutliche Schichtung. Lassen wir auf die Schnitte Hämatoxylin einwirken, so färben sich die Schichten um die Zelllumina intensiv violett, die ganze Gallerte erhält einen hellvioletten Ton und wird an allen Orten leicht sichtbar.

Hält man den Thallus gegen das Licht und betrachtet ihn mit der Lupe, so bemerkt man eine Anzahl meist unregelmässig zerstreuter Punkte, die nur über den Nerven fehlen. Schon dem blossen Auge erscheinen diese Stellen als Höcker. Auf Flächenschnitten zeigen sie sich als runde, von einem vorspringenden Rande umfasste Oeffnungen, aus denen ein Büschel langer Haare herausragt. Es sind das die „Fasergrübchen." Trifft man ein solches im Quer- oder Längsschnitt, so erscheint es als flaschenförmige Höhlung. Die Höhlung wird von den Zellen der Innenrinde umgeben. Den Zellen im Grunde der Höhlung entspringen lange, aus gestreckten Zellen bestehende Zellfäden, die zur Oeffnung des Fasergrübchens hinausragen. Diese Haare mögen vielleicht die Aufnahme von Nahrungsstoffen aus dem umgebenden Wasser vermitteln. Auf Schnitten durch ältere Thallustheile findet man zwischen den langen Haaren in den Grübchen noch Büschel kurzer, einzelliger, welche die Oeffnung des Fasergrübchens nicht erreichen. Untersucht man endlich noch ältere Zustände, wo die Fasergrübchen sich als braune Flecke präsentiren, so findet man die Aussentheile der langen Haare zerstört und die Oeffnung der Fasergrübchen durch die basalen Theile dieser Haare, durch die kurzen Haare und einen bräunlichen Schleim verstopft. — Schnitte, die durch junge Blasen geführt wurden, zeigen den Innenraum derselben erfüllt von dem Geflecht derselben Fäden, die wir in den Flügeln des Thallus fanden. In der Gallerte zwischen den Fäden sind Gasblasen vertheilt, zum Theil das Fadengeflecht zerrissen und grosse Luftkammern gebildet. Die älteren Blasen sind ganz hohl, von Luft erfüllt, die Zellfäden in Resten an der

von der Innen- und Aussenrinde gebildeten Wand zu finden. — Wir bemerkten schon bei makroskopischer Betrachtung des Thallus, dass derselbe in seinen älteren Theilen auf die zu kräftigen Stielen anschwellenden Mittelrippen reducirt wird. Das Dickenwachsthum,[12]) das zur Bildung dieser Stiele aus der Mittelrippe führt, spielt sich in den inneren Zellschichten der Innenrinde ab. Zellen dieser Schichten treiben an ihrem unteren Ende einen Schlauch, der, sich durch Querwände theilend, von Zeit zu Zeit auch verzweigend in der Gallerte zwischen den Fäden des Markes abwärts wächst. Längsschnitte aus der Gegend, wo eine merkliche Dickenzunahme der Mittelrippe beginnt, zeigen uns unschwer die geschilderten Verhältnisse. Führen wir tiefer einen Querschnitt durch den Stiel, so finden wir ihn gebildet im Innern aus sparsam zerstreuten Zellen mit weitem Lumen und bräunlichem Inhalt und dazwischen aus sehr zahlreichen, dicht gedrängten Zellen, mit engem Lumen und grünlichem Inhalt. Die weitlumigen Zellen sind die ursprünglichen Fäden des Markes, die englumigen sind die durch Dickenwachsthum hinzugekommenen. Die ursprünglichen Fäden sind durch diese späteren auseinander gedrängt worden. Doch auch an der Oberfläche des Stieles haben die Gewebe eine Veränderung erfahren. Die Zellen der Aussenrinde haben sich gebräunt, sind abgestorben und werden allmählich abgestossen. Die zweite Schicht der Innenrinde hat begonnen sich durch perikline Wände zu theilen. Wir finden daher an der Oberfläche der Stiele radial angeordnete Zellreihen und zwar bei stärkeren Stielen in nicht unbedeutender Mächtigkeit vor. Auch die Thallusflügel sind allmählich bis auf die Mittelrippe abgestorben, während die wachsende Rindenschicht im Umkreis des Stieles zusammenschloss.

Anmerkungen zum XXI. Pensum.

[1]) Vergl. P. G. Lorentz, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VI, 1867—68, p. 363; Goebel, Grundriss der systematischen und speciellen Pflanzenmorphologie, 1882, p. 184: dort auch die Literatur, p. 179; neuerdings auch G. Firtsche, Ber. d. deutsch. bot. Gesell., I. Jahrg. p. 83 und Haberlandt, ebendas. p. 263.

[2]) Vergl. Haberlandt l. c. p. 264.

[3]) Vergl. Leitgeb, Sitzber. d. W. Ak. d. Wiss. Bd. LIX, März 1869.

[4]) Vergl. Leitgeb, Untersuchung über die Lebermoose, VI. Heft, 1881. Dort die übrige Literatur.

[5]) Pfeffer, die Oelkörper der Lebermoose, Flora 1874 No. 2.

[6]) Voigt, Beitrag zur vergl. Anat. der Marchantien, Bot. Ztg. 1879, Sp. 729.

[7]) Vergl. Leitgeb, Untersuchungen über die Lebermoose, Heft III, p. 34. Dort auch die übrige Literatur.

[8]) Vergl. Kny, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IV, p. 85.

[9]) Vergl. Reinke, Jahrb. für wiss. Bot. Bd. X, p. 317; Rostafiński, Beiträge zur Kenntniss der Tange, Heft I.

[10]) Vergl. Rostafiński l. c. p. 5. Anm.

[11]) Reinke l. c. p. 336.

[12]) Reinke l. c. p. 332.

XXII. Pensum.

Die Vegetationsorgane der Pilze bestehen, falls von einer Anzahl einfachster Formen abgesehen wird, aus fadenförmig gestreckten, mehr oder weniger reich verzweigten Elementen, den Hyphen. Diese sind entweder ohne Scheidewände, ihrer ganzen Masse nach einzellig; oder durch Scheidewände in eine Reihe aufeinander folgender Zellen gegliedert. Auch der massivste Pilzkörper wird aus solchen, dann vielfach mit einander verflochtenen Hyphen gebildet. Die Hyphen können freilich in manchen Fällen zu so fester gegenseitiger Vereinigung gelangen, dass ein Gewebe zu Stande kommt, welches als Pseudoparenchym, das Aussehen parenchymatischer Gewebe höherer Pflanzen täuschend nachahmt. Doch ist eben das Pseudoparenchym ein Product der Vereinigung von Zellfäden und nicht das Ergebniss einer nach drei Richtungen fortschreitenden Zelltheilung. — Um uns über diese Art des Aufbaues zu orientiren, nehmen wir den Fruchtkörper eines Hutpilzes (Hymenomyceten)[1]) in Untersuchung. Wir wählen den Fruchtkörper des Champignon, Agaricus campestris aus, weil der Pilz zu jeder Jahreszeit jetzt zu haben ist und ausserdem einen relativ einfachen Bau zeigt. Wir stellen uns zunächst einen zarten Längsschnitt aus dem Stiel eines ausgewachsenen Exemplars her. — Wir erkennen an demselben deutlich einen Aufbau aus longitudinal verlaufenden Hyphen und können leicht den Schnitt mit den Nadeln in der Längsrichtung zerfasern. Die Hyphen sind mehr oder weniger parallel zu einander gerichtet, einzelne laufen schief zwischen den anderen fort. Jede Hyphe bildet einen Zellfaden, der sich stellenweise durch Bildung von Seitenästen verzweigt. Diese entspringen entweder dicht unter einer Scheidewand oder auch tiefer aus den Seitenflächen. Hin und wieder stösst man auf ein blindes Zweigende. Häufig erscheinen Zellen benachbarter Hyphen durch einen queren Ast verbunden und communiciren offen mit einander. In der Peripherie des Stieles sind die Hyphen schmäler, zugleich dichter zusammengedrängt; ganz an der Oberfläche bräunen sich ihre Wände und ihre Lumina collabiren mehr oder weniger vollständig. Nach der Mitte des Stieles zu werden

die Hyphen ebenfalls schmäler, doch ihr Geflecht sehr locker und daher auch ihr Verlauf ganz unregelmässig. Grosse Luftmassen füllen hier die Zwischenräume der Hyphen aus. — So lange der störende Einfluss des Wassers sich auf den Inhalt der Hyphen nicht geltend gemacht hat, ist von diesem Inhalt wenig zu bemerken; nur an den Querwänden zeigt er sich stellenweise stärker angesammelt. Später pflegen sich grosse Vacuolen in den Zellen zu bilden. Vereinzelt trifft man in den Zellen kleine Krystalle.

Bei sehr starker Vergrösserung kann man constatiren, dass jede Querwand in der Mitte von einem sehr feinen, dunkler sich zeichnenden Tüpfel durchsetzt ist; doch ist derselbe nicht eben leicht zu sehen.

Der Querschnitt durch den Stiel hat ein parenchymatisches Aussehen, das sich nur in den mittleren Theilen des Schnittes, wo die Hyphen sich zum Theil auch von der Seite präsentiren, verliert. Dieses pseudoparenchymatische Gewebe erscheint wie aus ungleich grossen, unregelmässig polygonalen Zellen gebildet, die mehr oder weniger zahlreiche Intercellularräume und Lücken zwischen sich lassen. (Fig. 114). Bei genauer Durchmusterung des Schnittes bemerkt man genau in der Mitte mancher Zellen einen stärker lichtbrechenden Punkt (vergl. die Figur). Der Schnitt hat hier eine Querwand gestreift und der mittlere Punkt zeigt die Stelle eines Tüpfels an, der jederseits der Scheidewand von einer kleinen Ansammlung stark lichtbrechender Substanz bedeckt ist. Solche Tüpfel im Centrum der Querwände sind bei Basidiomyceten und Ascomyceten ganz allgemein verbreitet.



Fig. 114. Agaricus campestris. Theil eines Querschnittes durch den Fruchtstiel. In zwei Hyphen hat der Schnitt die Querwand gestreift; der centrale Punkt ist auf derselben zu sehen. Vergr. 540.

Wir stellen uns auch noch aus dem Alcohol-Material Längs- und Querschnitte durch den Stiel her und tingiren dieselben mit sehr verdünntem Hämatoxylin (einige Tropfen Hämatoxylinlösung auf ein Uhrglas voll destillirten Wassers). Auf dem Längsschnitt kann es uns jetzt gelingen, in dem dünnen Wandbeleg der Zellen die äusserst kleinen, etwas gestreckten, dunkler tingirten Zellkerne zu unterscheiden. Doch ist das Object für diesen Nachweis wenig günstig. Dahingegen werden wir jetzt meist unschwer beiderseits der Querwände die kleinen, dunkler tingirten, knopfförmigen Anschwellungen erkennen können. Sie nehmen ziemlich genau die Mitte der Querwände ein. Noch weit deutlicher treten sie uns auf dem Querschnitt als dunkler tingirte centrale Punkte entgegen. In der Aufspeicherung des Hämatoxylin stimmen sie mit den Schleimbelegen auf den Siebtüpfeln überein. Diese centralen Punkte sind, wie schon erwähnt, auf den Querwänden der Basidio- und Ascomyceten ganz allgemein zu finden. Bei manchen andern Agaricusarten werden sie übrigens viel auffallender als beim Champignon.[1])

Für Untersuchung der Zellkerne und Tüpfel ist entschieden günstiger der dem Champignon nah verwandte Wiesen-Egerling, Agaricus pra-

tensis. Der Gewebebau, den wir auch wieder am Fruchtstiele studiren, ist von demjenigen beim Champignon nicht wesentlich verschieden, doch sind die Elemente grösser. Die Tüpfel lassen sich schon in frischem Zustande auf Längs- und Querschnitten unschwer sehen. Noch deutlicher wird das Bild, wenn wir Alcohol-Material zur Untersuchung heranziehen (Fig. 115 *A* und *B*). Tingiren wir dasselbe mit sehr verdünnter Hämatoxylinlösung, so treten die Zellkerne und Tüpfel in der beim Champignon beschriebenen Weise, nur entsprechend grösser, hervor. Die Zellkerne sind sehr leicht zu sehen (Fig. 115 *A*) und zeichnen sich meist so scharf, dass wir selbst die Theilungsstadien auffinden können (vergl. die Figur). Wir sehen in diesem Falle die Zellkerne paarweise mehr oder weniger stark genähert, noch durch eine Plasmabrücke verbunden.

Complicirter ist der Bau der Amanita-Arten, weil die Hyphen derselben stark verzweigt sind und die Zweige mit keulen- bis kegelförmiger Anschwellung enden. Daher der Fruchtkörper aus zweierlei Elementen, den engen, schlauchförmigen und den blasig angeschwollenen aufgebaut erscheint. Der Nachweis der Zellkerne ist auch hier meist an Alcohol-Material sehr leicht und auch die Tüpfel an den Querwänden zu finden.

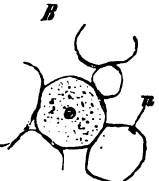


Fig. 115. Agaricus pratensis. *A* Theil einer Hyphe aus einem Längsschnitt durch den Fruchtstiel. *m* Tüpfel, *n* Zellkerne. *B* Theil aus einem Querschnitt, eine Querwand mit Tüpfel ist getroffen; *n* Zellkern. Mit Hämatoxylin tingirtes Alcohol-Material. Vergr. 540.

Ueber den Bau des Lagers (Thallus) und der Reproductionsorgane der Flechten orientiren wir uns am besten an der an Baumstämmen allverbreiteten Anaptychia ciliaris. Der Thallus derselben ist aufsteigend, blattartig-strauchig; an der Rückenfläche grau-grün bis lebhaft grün, an der Bauchfläche grau. Von den Rändern des Thallus entspringen steife Wimpern, die sich an den Enden oft gabelig theilen und wo sie das Substrat erreichen, mit demselben verwachsen. Wir spannen ein Stückchen Thallus zwischen Holundermark ein und führen Querschnitte durch dasselbe. Bei hinreichend starker Vergrösserung sehen wir, dass der Thallus an seiner Rückenfläche aus eng verflochtenen dickwandigen Hyphen besteht. Diese bilden die sogenannte Rindenschicht. Weiter nach innen zu treten die Windungen der Hyphen aus einander, um die lockere „Markschicht“ zu bilden. Hier stellt man leicht fest, dass die Hyphen lange, von Zeit zu Zeit sich verzweigende, durch Querwände septirte Schläuche sind. An der Grenze von Rinde und Mark liegen zerstreut relativ grosse grüne kugelrunde Zellen, die Gonidien. Sie stimmen mit der Algenart Cystococcus humicola Naeg. überein.

Jede dieser Zellen hat einen hohlkugeligen Chromatophor und in diesem ein Pyrenoid[3]) aufzuweisen. Nach Jodjodkaliumzusatz tritt ein excentrisch gelegener Zellkern hervor. Das Pyrenoid, das ohne Reagentien leicht sichtbar ist, möchte man zunächst für einen Zellkern halten, doch giebt Anwendung von Reagentien alsbald die richtige Deutung.

Die Hyphen liegen den Gonidien an und führen denselben rohe Nahrungssäfte zu, wofür sie einen Theil der in den Gonidien assimilirten Substanzen zurück empfangen. Es liegt hier somit eine „Symbiose" vor, ein Zusammenleben von Pilz und Alge, das auf gegenseitiger Dienstleistung basirt. An der Bauchfläche des Thallus von Anaptychia verflechten sich die Pilzhyphen wieder fester, um eine Art unterer Rinde zu bilden; oder diese festere Verflechtung ist unterblieben und das lockere Markgewebe reicht bis an die Bauchfläche. Letzteres ist ganz vorwiegend der Fall. An den Rändern des Thallus greift aber die Rindenschicht des Rückens für alle Fälle bis an die Bauchseite herüber. Von diesen Rändern entspringen, wie wir schon makroskopisch feststellen konnten, die Haftfasern (Rhizinen), die jetzt als aus parallelen, fest verbundenen Hyphen bestehend, sich erweisen. Die Wände dieser Hyphen haben bräunliche Färbung. An ihrer Basis gabeln sich oft die Stränge. Bei andern Flechten pflegen die Rhizinen meist aus der Bauchfläche des Thallus zu entspringen. — Chlorzinkjodlösung färbt die Wände der Gonidien sofort schön blau, während die Hyphen nur gelbe bis gelbbraune Farbe annehmen, die Reaction der sogenannten Pilzcellulose zeigend.

Wir haben in Anaptychia ciliaris eine Flechte mit geschichtetem oder heteromerem Thallus kennen gelernt und zwar so genannt, weil die Gonidien eine gesonderte Schicht in dem Thallus bilden. Bei weniger hoch organisirten Flechten ist der Thallus homoeomer, das heisst die Gonidien sind durch das ganze Gewebe vertheilt. Zu den letzteren zählen auch die Gallertflechten, bei denen die Gonidien in einer durchscheinenden Gallerte liegen, die von den Hyphen des Pilzes durchsetzt wird. Auch die Algen, die sich an der Bildung des Flechtenthallus betheiligen, sind je nach den Arten verschieden, sind grün oder blaugrün gefärbt, gehören aber so gut wie ausschliesslich den niedersten Abtheilungen der Algen an.

Die Cladophoren[4]) bieten uns reich verzweigte grüne Fäden dar, deren Glieder mit dem Grade der Verzweigung an Dicke abnehmen. Es sind die verbreitetsten Süsswasseralgen und jede Art ist für die Untersuchung geeignet. Die Artbestimmung ist in dieser Gattung aber sehr unsicher. Wir wählen eine dunkelgrüne, fluthende Rasen bildende Cladophora glomerata zur näheren Betrachtung aus. Dieselbe ist büschelig verzweigt, die Seitenzweige entspringen, wie bei allen anderen Cladophoren, aus dem oberen Ende der Gliederzellen. Die Verzweigung schreitet acropetal fort, so dass die Endzellen der Zweige als Scheitelzellen anzusehen sind. Es gehen aber auch aus älteren Gliedern nachträglich Seitenzweige,

gewissermaassen Adventivzweige hervor. Bei hinreichend starker Vergrösserung betrachtet, zeigt sich der grüne Wandbeleg der Zelle gebildet aus kleinen polygonalen Platten (Fig. 116 *ch*), die durch zarte farblose Linien seitlich getrennt sind. In jeder Platte sind mehr oder weniger zahlreiche blasse Körner (*a*) zu sehen; ausserdem liegen in einzelnen Platten relativ grosse, mehr oder weniger regelmässig kugelige, stärker das Licht brechende Gebilde, die früher Amylonkerne hiessen, die jetzt als Pyrenoide[5]) (*p*) bezeichnet werden und in denen mehr oder weniger deutlich ein innerer Kern von einer Hülle zu unterscheiden ist. Die Zelle zeigt sich im Innern von Zellsaft erfüllt, der durchsetzt wird von farblosen, äusserst dünnen Plasmaplatten, welche von dem Wandbeleg ausgehend das Zelllumen in unregelmässige, verschieden grosse, polygonale Kammern zerlegen. Stellenweise sind in den inneren Plasmaplatten Chromatophoren zu sehen. Bei Einstellung auf den optischen Durchschnitt fällt es uns auf, dass farblose Plasmaballen stellenweise von dem Wandbeleg aus in das Zelllumen vorspringen. Es sind das Zellkerne, in denen bei besonders günstiger Lage sogar ein Kernkörperchen zu unterscheiden ist. Wir haben es bei Cladophoren, wie aus dieser Beobachtung schon folgt, mit vielkernigen Zellen zu thun. Wird jetzt das Präparat ziemlich stark gequetscht, so sieht man in den gedrückten Zellen den Inhalt von der Wand etwas zurücktreten, die einzelnen Chlorophyllplättchen sich von einander trennen und abrunden. Gleichzeitig treten die kleinen Körner und Pyrenoide deutlich in den Chromatophoren hervor, welche jetzt ebenso aussehen, wie die Chlorophyllkörner höherer Pflanzen, auf die Wasser einwirkt. Setzen wir nun ein wenig Jodjodkaliumlösung zu dem Präparat hinzu, so färben sich die kleinen Körner und auch die Hüllen der Pyrenoide violett, erscheinen aber in den grünen Chromatophoren braun. In manchen der gedrückten Zellen findet eine Umlagerung des Inhalts in der Art statt, dass sich die Chromatophoren nach dem Inneren der Zelle ziehen, während die Oberfläche der letzteren von schaumigem, farblosem Plasma eingenommen wird. Stellenweise sind die Zellkerne jetzt gut zu sehen. In den Jodpräparaten haben sie sich braun gefärbt. Wir versäumen es nicht in solchen Jodpräparaten auch unversehrte

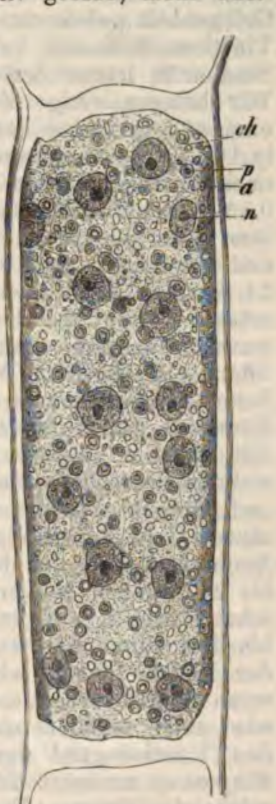


Fig. 116. Cladophora glomerata. Eine Zelle d. Fadens nach einem Chromsäure-Carmin-Präparat. *n* Zellkerne, *ch* Chromatophoren; *p* Pyrenoide, *a* Stärkekörnchen. Vergr. 540.

Zellen aufzusuchen, wo wir Stärkekörner und Pyrenoide in ihrer natürlichen Lage tingirt, scharf hervortreten sehen und deutlich auch, bei tieferer Einstellung, die Zellkerne unterscheiden können. — Doch, um diese Zellkerne genauer studiren zu können und vollen Einblick in deren Vertheilung zu gewinnen, wollen wir noch andere Verfahren in Anwendung bringen. Diese werden uns Gelegenheit geben, uns mit einer Anzahl bewährter Fixirungs- und Tinctions-Methoden bekannt zu machen, denen die histologischen Studien in letzter Zeit nicht unwesentliche Förderung verdanken. Wir bringen einige Zweige der Cladophora in 1 % Chromsäure, eine andere kleine Partie in concentrirte Pikrinsäure, eine andere in 1 % Chromessigsäure (Chromsäure 0,7 %, Essigsäure 0,3 %); eine noch andere Partie in 1 % Chrom-Osmium-Essigsäure (Chromsäure 0,5 %, Osmiumsäure 0,2 %, Eisessig 0,2 %)[6]). Die letztere Lösung lässt man nur eine halbe Stunde einwirken; die 1 % Chromsäure und Chromessigsäure einige Stunden, doch ohne Nachtheil selbst 24 Stunden; die Pikrinsäure etwa 24 Stunden. Alle diese Objecte müssen hierauf auf das Sorgfältigste in destillirtem Wasser ausgewaschen werden; man lässt sie mit Vortheil bis 24 Stunden in öfters gewechseltem Wasser stehen. Ganz besonders sorgfältige Behandlung verlangen die Pikrinsäure-Präparate, wenn sie mit Hämateïn-Ammoniak tingirt werden sollen. — Die verschiedenartig fixirten und gut ausgewaschenen Präparate legen wir nunmehr in Uhrschälchen mit Beale'schem Carmin[7]), mit Thiersch'schem und Grenacher'schem Borax-Carmin, mit Grenacher'schem essigsaurem Carmin, endlich auch mit Hoyer'schem neutralem carminsaurem Ammoniak ein. In dem Beale'schen Carmin haben die Schnitte bis 24 Stunden zu verweilen, die halbe Zeit etwa in dem Hoyer-schen Carmin, mehrere Stunden in dem Borax-Carmin, nur ein bis drei Minuten in dem essigsauren Carmin. Eine andere Partie der Fäden färben wir mit Grenacher'schem Hämatoxylin, das, wenn es gut färben soll, möglichst alt sein muss. Diese Lösung wird stark verdünnt angewandt. Am besten ist es von Zeit zu Zeit den Tinctionsgrad des Objectes an kleinen Proben unter dem Mikroskop zu controliren und sie herauszunehmen, wenn sie hinreichende Mengen Farbstoff aufgenommen haben. Sollte trotz dieser Vorsichtsmaassregel eine Ueberfärbung der Objecte stattgefunden, das heisst dieselben zu dunkel sich tingirt haben, so legt man dieselben in reines Wasser, oder in wässrige Alaunlösung, oder in Wasser, das eine Spur von Salzsäure enthält, und lässt sie in den betreffenden Flüssigkeiten so lange, bis dass die Intensität der Färbung in erwünschtem Maasse abnahm. Hat man das Präparat mit dem säurehaltigen Wasser behandelt, so ist es nothwendig dasselbe hinterher einige Minuten lang mit ganz schwachem ammoniakalischem Wasser abzuspülen. Um die Präparate nach der Hämateïn-Ammoniak-Methode[8]) färben zu können, müssen wir aus denselben zuvor jede Spur von Pikrinsäure entfernt haben. Wir übertragen sie zu diesem Zwecke in relativ grosse Mengen ausgekochten

Wassers, das wir wiederholt noch wechseln. In diesem, durch Kochen von Kohlensäure zuvor befreiten Wasser, verweilen die Objecte 24 bis 48 Stunden, worauf sie erst tingirt werden können. Zu diesem Zwecke werfen wir einige Hämatoxylinkrystalle in eine geringe Quantität destillirten Wassers und blasen dasselbe mit Ammoniakgas an. Letzteres bewerkstelligen wir mit Hülfe eines, etwas Ammoniaklösung enthaltenden Spritzfläschchens, in welchem die beiden Glasröhren die Flüssigkeit nicht erreichen. Die Hämatoxylinkrystalle lösen sich hierauf mit schön violetter Farbe. Man verdünnt die Lösung stark mit destillirtem Wasser und lässt die Präparate etwa zwei Stunden in derselben liegen. Der richtige Augenblick der Färbung lässt sich auch hier direct controliren. Man pflegt die Präparate mit Vortheil etwas zu überfärben und wässert sie hierauf mehrere Stunden lang mit destillirtem Wasser aus. Diese Färbungsmethode ist etwas mühsam, giebt aber oft die vorzüglichsten Resultate. Anders als mit Pikrinsäure gehärtete Präparate sind für die Hämateïn-Ammoniak-Tinction wenig geeignet. Auch die mit Beale'schem Carmin, dem Borax-Carmin, so wie dem Hoyer'schen Carmin behandelten Präparate werden am schönsten, wenn man sie überfärbt und hierauf in einem Uhrglase mit 50 bis 70 % Alcohol, dem ein Tropfen Salzsäure zugesetzt ist (man kann sich zu diesem Zweck eine etwa ½ % Salzsäurelösung in 70 % Alcohol bereit halten), für einige Zeit einlegt. Diese Behandlung wird geradezu nothwendig beim Grenacher'schen essigsauren Carmin, welcher zunächst völlig diffus färbt und erst in dem säurehaltigen Alcohol klare Bilder giebt. Die in säurehaltigen Alcohol gelegten Präparate sind in allen Fällen mit säurefreiem Alcohol auszuwaschen.

Wollen wir nach vollendeter Untersuchung von den tingirten Objecten Dauerpräparate uns darstellen, so wählen wir als Aufbewahrungsmittel Glycerin, oder Glycerin-Gelatine oder die Hoyer'sche Einschlussflüssigkeit für Carmin-Präparate. Soll sich die Hämatoxylinfärbung in Glycerin oder Glycerin-Gelatine halten, so müssen diese völlig säurefrei sein. Die Hoyer'sche Carmin-Einschlussflüssigkeit ist auch für die Hämatoxylin-Präparate sehr geeignet. — Die vorliegenden Präparate dürfen nicht unmittelbar in die genannten Einschlussmittel übertragen werden, da die Zellen sonst in Folge plötzlicher Wasserentziehung zusammensinken. Man legt diese Präparate daher zunächst in sehr verdünntes Glycerin, das durch Stehen an der Luft sich langsam concentrirt. Dann können die Fäden ohne nachtheilige Folgen in concentrirtes Glycerin oder Glycerin-Gelatine, oder die Hoyer'sche Einschlussflüssigkeit übertragen werden. Die Glycerin-Präparate verschliessen wir mit Canadabalsam. Das Gelatine-Glycerin und die Hoyer'sche Einschlussflüssigkeit brauchen, wie wir schon wissen, keinen weiteren Verschluss. —

Sehr schön lässt sich auch dieser Zellinhalt der Fäden mit absolutem Alcohol fixiren, allein die Zellen collabiren bandartig. Die Tinction solcher

Fäden gelingt meist gut und erlangt ein Theil der Zellen hierbei wieder seine ursprüngliche Gestalt zurück. — Als Härtungsmittel versuchen wir endlich auch Jodwasser. Wir stellen uns letzteres her, indem wir einige Jodblättchen in Brunnenwasser so lange erwärmen, bis dass sich violette Dämpfe über der Wasserschicht zu bilden beginnen. Das Wasser zeigt dann hellbraune Färbung, oder wir setzen zu Brunnenwasser alcoholische Jodlösung tropfenweise so lange hinzu, bis dass das Wasser sich ebenfalls hellbraun gefärbt zeigt. In solchem Jodwasser wird der Faden gegen eine Minute lang hin und her geschwenkt und hierauf in 50 % Alcohol übertragen. Nach wenigen Minuten, wenn man den Alcohol wechselt, ist dann alles Jod wieder entfernt und man kann die Objecte in beliebiger Weise färben. Diese Methode ist neuerdings ganz besonders für Meeresalgen empfohlen worden,[9]) wo aber das Jod nicht in Brunnenwasser, sondern in Seewasser angewandt wird. Durch Zusatz von ein wenig alcoholischer Jodlösung hat man sich alsbald eine gesättigte Lösung in Meereswasser hergestellt. Die Lösung in Brunnenwasser fixirt die Cladophora-Fäden sehr schön, doch sind die Tinctionen weniger scharf als an den Chromsäure- resp. Chromsäuregemisch-Präparaten.

Will man die in Chromsäure, in Chromsäuregemischen oder Pikrinsäure fixirten Fäden eine Zeit lang aufbewahren, um sie später zu tingiren, so geschieht dies am besten in destillirtem Wasser, das mit einigen Splittern von Naphtalin versetzt ist.[10])

Die verschiedenen Präparate unterwerfen wir nunmehr einem eingehenden Studium und finden, dass die Chromsäure-, respective Chromsäuregemisch-, Borax-Carmin-Präparate einerseits, die entsprechend fixirten mit Hämatoxylin und Hämateïn-Ammoniak gefärbten Objecte andererseits, sich in dem vorliegenden Falle am besten bewährt haben. Doch muss gleich ausdrücklich betont werden, dass dieses Resultat nur eben für das vorliegende Object maassgebend ist und sehr wohl bei anderen eine Methode, die hier weniger anschlug, den Vorzug verdienen könnte. Auch kommt es nur zu häufig vor, dass eine sonst bewährte Tinction aus unbekannten Gründen versagt, daher niemals auf einen vereinzelten Fall hin ein Schluss zu basiren ist. Ueberhaupt ist das Fixiren und Tingiren des Zellinhalts zu einer besonderen Kunst geworden, die erlernt werden will und Uebung verlangt, so dass man bei den ersten Versuchen auf Misserfolge gefasst sein muss. — Wir haben die Cladophoren als geeignetes Object für die Einführung in verschiedene Härtungs- und Tinctionsmethoden gewählt; wer sich hier auf die sicherste, fast nie versagende Methode beschränken will, der härte in angegebener Weise mit 1 % Chromsäure und färbe hierauf einen Theil mit Borax-Carmin, einen anderen mit Hämatoxylin. Die Borax-Carmin-Tinction gelingt so gut wie immer.

An dem Borax-Carmin-Präparate (Fig. 116) treten die Zellkerne ganz scharf hervor. Die Pyrenoide, sowie das übrige Zellplasma sind so gut wie ungefärbt geblieben, auch die Stärkekörner nahmen keinen Farbstoff auf. Die Pyrenoide zeigen sich jetzt

deutlich als kleine, dichte, kugelige Körper, sie werden von einer Hohlkugel umgeben, welche uns schon früher mit Jod die Stärkereaction gab. Das Pyrenoid erscheint somit im optischen Durchschnitt als kleine, stark lichtbrechende, von einem Ringe aus minder dichter Substanz umfasste Scheibe. Die Zellkerne, denen wir besonders unsere Aufmerksamkeit zuwenden, sind annähernd gleichmässig in der Zelle vertheilt, sie liegen der Chlorophyllschicht von innen an und ragen in die Zellmasse hinein. Jeder Zellkern zeigt ein dunkel tingirtes Kernkörperchen und erscheint im Uebrigen wie feinkörnig oder fein porös. — Die Hämatoxylin- resp. Hämateïn-Präparate zeigen die Zellkerne dunkel gefärbt, ausserdem, wenn auch schwach, die Pyrenoide. Die Stärkekörner sind nicht tingirt, wohl aber die Mikrosomen des Zellplasma und zwar fast eben so dunkel wie die Pyrenoide.

Die Zellhaut hat bei der Härtung der Präparate, ausgenommen nur derjenigen in absolutem Alcohol, eine mehr oder weniger starke Quellung erfahren, wobei ihre Schichtung sehr deutlich wurde. An älteren Theilen des Fadens, die zahlreiche Schichten aufzuweisen haben, läuft stets eine Anzahl derselben über benachbarte Zellen fort, ohne sich an die Querwände zu halten; nur die inneren Schichten biegen in die Querwände ein. — Sollte es uns darauf ankommen, die Quellung der Wände zu verhüten, so konnten wir dies auch an den Essigsäure- und Pikrinsäure-Präparaten durch eine bestimmte Modification des Verfahrens erreichen. Statt einer concentrirten wässrigen Lösung nehmen wir eine concentrirte Lösung in 50% Alcohol.[11]) Diese Lösung fixirt fast momentan; die Präparate verweilen nur wenige Secunden in derselben, kommen hierauf in 50% Alcohol, der mehrfach zu wechseln ist und werden dort gelassen. Die Färbung wird in gewohnter Weise vollzogen und pflegt mit Borax-Carmin gut, weniger gut mit Hämatoxylin zu gelingen. Die Zellwände sind nicht gequollen.

Die fast momentan bei höheren Pflanzen die Zellkerne fixirende und färbende Methylgrün-Essigsäure lässt uns bei Cladophora vollständig im Stiche. Auch die Behandlung mit 45% Essigsäure-Carmin hat hier wenig Erfolg, sie lässt zwar alsbald die Kerne deutlicher vortreten und färbt sie rosa, doch in höchst unvollkommener Weise. Bei Betrachtung dieser letzteren Präparate tritt uns aber eine andre Erscheinung ganz auffällig entgegen. Schon nach kurzer Zeit sind nämlich in den Chlorophyllplatten kleine, braune, unregelmässig contourirte Körner zu sehen. Stellenweise erscheint das eine oder das andere zu einem gekrümmten Faden ausgewachsen: wir haben vor uns die Hypochlorin-(Chlorophyllan-)Reaction.[12]) Dieselbe hängt nur mit der Wirkung der Essigsäure, nicht des gleichzeitig zugeführten Carmins zusammen; lassen wir 50% Essigsäure allein auf ein anderes Präparat einwirken, so sind die braunen Körner nach einer halben bis ganzen Stunde ebenfalls vorhanden. Fast noch schöner, doch langsamer tritt die Reaction ein, wenn wir einen Faden in verdünnte Salzsäure (1 Vol. concentr. Salzsäure auf 4 Vol. Wasser) legen.[13]) Dieses Chlorophyllan ist neuerdings als ein durch Säurewirkung aus dem Chlorophyllfarbstoff entstandenes Oxydationsproduct aufgefasst worden.[14]) Die Wir-

kung der verdünnten Salzsäure ist uns auch noch dadurch interessant, dass sie zu Beginn der Action die Chlorophyllplatten ausserordentlich scharf gegen einander abhebt und fein gezähnte Umrisse an denselben zeigt.

Einen einfachen Zellfaden bietet uns die Gattung Spirogyra. Wir wählen zur Untersuchung eine Art, die einen centralen, leicht sichtbaren Zellkern aufzuweisen hat. So gebaut ist beispielsweise Spirogyra majuscula,[16]) der man hin und wieder, nicht eben selten, doch sporadisch, in Lachen begegnet. Indessen können eben so gut auch andere Arten mit centralem Zellkern zur Beobachtung dienen und werden in den wesentlichen Verhältnissen ihres Baues nur wenig abweichen. Ist man einmal im Besitz von gutem Spirogyren-Material, so suche man dasselbe in Cultur zu erhalten. Am besten gelingt dies in relativ niedrigen Gefässen, deren Wände undurchsichtig sind oder durch schwarzes Papier undurchsichtig gemacht werden, da einseitig einfallendes Licht nachtheilig wirkt. Die Gefässe müssen an einem hellen Orte stehen, aber vor directem Sonnenlichte geschützt sein. In das Fluss- oder Brunnenwasser, das nicht zu kalkreich sein darf, wirft man von Zeit zu Zeit ausgekochte, mit einer Nährstofflösung getränkte Torfstückchen hinein. Diese Nährstofflösung stellen wir uns passend her, indem wir 1000 *ccm.* Wasser mit 1 *g.* salpetersaurem Kali, 0,5 *g.* Chlornatrium, 0,5 *g.* schwefelsaurem Kalk, 0.5 *g.* schwefelsaurer Magnesia, 0,5 *g.* fein pulverisirtem phosphorsaurem Kalk (letzterer nur spurweise löslich) versetzen.[16]) Unter solchen Umständen gedeihen die Spirogyren und überhaupt Süsswasser-Algen gut. — Die Zellen der Spirogyra majuscula sind in ausgewachsenem Zustande etwa $1^1/_2$ bis 2 Mal so lang als dick (Fig. 117). Die Zellhaut wird von einem zarten, farblosen, protoplasmatischen Wandbeleg ausgekleidet, der deutlich sichtbar wird, wenn man die Zelle plasmolysirt, das heisst, wenn man den protoplasmatischen Zellleib derselben durch wasserentziehende Mittel, etwa Zuckerlösung, Glycerin, Kochsalz- oder Salpeterlösungen zur Contraction bringt. Dem farblosen Wandbeleg folgen 8 bis 10 Chlorophyllbänder, die meist ziemlich steil und eng gewunden erscheinen. Die Bänder haben einen zierlich gebuchteten Contour und sind durchsichtig genug, um den Einblick in das Innere der Zelle zu gestatten. In unregelmässigen Abständen sind den Bändern dichtere, kugelige, farblose Körper eingebettet, die uns bereits bekannten Pyrenoide. Diese Pyrenoide werden von einer hohlkugeligen

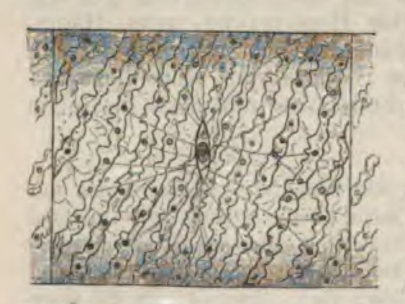


Fig. 117. Spirogyra majuscula, eine Zelle des Fadens bei veränderten Einstellungen entworfen, auch der centrale Zellkern und die ihn tragenden Fäden dargestellt. Vergr. 240.

Schicht kleiner Stärkekörner umhüllt; bei Jodjodkalium-Behandlung lässt die Färbung der Stärkehülle und des Pyrenoids zusammenwirkend, den ganzen Körper dunkelbraun erscheinen. Der centrale Zellkern ist bei dieser Species spindelförmig; wird er jedoch, durch Druck auf die Zelle, aus seiner Lage gebracht und von der Seite sichtbar, so präsentirt er sich als Scheibe; er hat somit in Wirklichkeit die Gestalt einer biconvexen Linse. In seiner Mitte liegt ein grosses deutliches Kernkörperchen, seltener sind zwei bis drei solcher gleichmässig im Innern des Zellkerns vertheilt. — Bei andern nah verwandten Arten ist der Zellkern dicker und erscheint bei natürlicher Lage der Zelle als Rechteck mit abgerundeten Ecken. — Der Zellkern ist von einer sehr dünnen Plasmaschicht umgeben, von der aus zarte Protoplasmafäden nach der Wandschicht der Zelle verlaufen. Auf diesen Fäden ist der Zellkern in dem mit Zellsaft erfüllten Lumen der Zelle suspendirt. Die Fäden entspringen alle der schmalen Kante des Zellkerns, gabeln sich meist wiederholt in ihrem Verlauf und setzen an die Innenseite der Chlorophyllbänder und zwar an die vorspringenden Stellen, welche Pyrenoide bergen, an. Man kann sich hiervon in den meisten Fällen leicht bei langsamer Veränderung der Einstellung überzeugen.

Bei hinreichend starker Vergrösserung kann man zahlreiche feine Protoplasmaströme in dem Wandbeleg der Zelle beobachten und Mikrosomen lebhaft in denselben wandern sehen. — Mit 1 % Chromsäure und den entsprechenden Chromsäuregemischen,[16]) so auch mit Pikrinsäure lässt sich die Zelle vorzüglich fixiren, so zwar, dass alle Theile ihr ursprüngliches Aussehen und ihre ursprüngliche Lage behalten. Die Einwirkung von Chromsäure muss mehrere Stunden andauern, von Osmiumsäure enthaltenden Gemischen nur eine halbe Stunde; Pikrinsäure gegen zwölf Stunden, weil dann erst die Chlorophyllkörner vollständig entfärbt sind. Werden die nach einer dieser Methoden fixirten Präparate sorgfältig in destillirtem Wasser ausgewaschen und mit Borax-Carmin oder Hämatoxylin, eventuell die Pikrinsäure-Präparate mit Hämateïn-Ammoniak gefärbt, so treten die einzelnen Theile scharf hervor. Mit Carmin erscheint das Kernkörperchen dunkel gefärbt; weniger intensiv tingirt ist das übrige Kerngerüst, welches das Kernkörperchen trägt. Schön rosa sind die Chlorophyllbänder; dunkler, doch nicht so dunkel als das Kernkörperchen, die Pyrenoide; die Stärkehüllen um die Pyrenoide sind hingegen weis geblieben; etwas tingirt sind auch die Mikrosomen, wie man das namentlich an den von den Chlorophyllbändern freigelassenen Theilen des Wandbeleges erkennen kann. Aehnliche Verhältnisse geben die Hämatoxylin- und Hämateïn-Färbungen; die Mikrosomen treten bei diesen aber schärfer hervor. — Sehr schöne Tinctionen des Zellinhaltes der Spirogyra sind mit Safranin auf einem freilich sehr mühsamen Wege zu erreichen.[17]) Die Zellen sinken sehr leicht zusammen und bereiten dadurch der Anwendung eben dieser Tinctionsmethode besondere Schwierigkeiten. Die mit Chromsäure oder den Gemischen derselben fixirten, sehr gut aus-

gewaschenen Fäden werden in Safraninlösung übertragen. Letztere bereiteten wir uns, indem wir Safranin in absolutem Alcohol lösten und vor dem Gebrauch bis auf die Hälfte mit destillirtem Wasser verdünnten. Die Fäden bleiben 12 bis 24 Stunden in der Farbe, worauf sie in 50 % Alcohol übertragen werden, dem tropfenweise absoluter Alcohol zugesetzt wird. Bevor der Farbstoff dem Präparat entzogen wird, beginnt man mit ganz allmählichem Zusatz von verharztem Terpentinöl, während man gleichzeitig die Flüssigkeit schüttelt. Die vorhandene Flüssigkeit wird langsam abgezogen, während man Terpentinöl fort und fort zuführt, bis dass Alcohol so gut wie nicht mehr vorhanden ist. Das Präparat schliesst man hierauf in Terpentinöl ein. Glückt die Operation, so sind die Zellen nicht collabirt und zeigen auffallend schöne Tinction. In den Zellkernen ist die Structur ausserordentlich deutlich, das Kerngewebe sehr intensiv, das Kerngerüst schwach tingirt. Die Pyrenoide zeigen weniger intensive Färbung wie das Kernkörperchen, sie sind von einer rosa Hülle umgeben, da im Safranin auch die Stärke Farbstoff aufnahm. — Wir wollen endlich bei Spirogyra, als einem hierzu sehr geeigneten Objecte, noch eine, neuerdings empfohlene Methode[19]) in Anwendung bringen, bei der Härtung und Tinction zugleich stattfinden. Wir stellen uns zu diesem Zwecke eine concentrirte Pikrinsäurelösung dar, setzen dieser einige Tropfen concentrirter wässriger Nigrosinlösung (Nigrosin Qual. I) hinzu, dann noch einige Pikrinsäurekrystalle, damit die Pikrinsäurelösung concentrirt bleibe und eventuell auch noch ein kleines Stückchen Nigrosin. Die erhaltene Flüssigkeit erscheint olivengrün bis dunkelgrün. In diese Lösung werden nun Spirogyra-Fäden eingelegt und acht bis zehn Stunden belassen. Die Fixirung und Tinction ist zwar viel früher vollzogen, doch diese Zeit nöthig, um das Chlorophyll zu zerstören. Die herausgenommenen Fäden werden in Spiritus ausgewaschen und am besten in verdünntem Glycerin untersucht. Bei richtig gelungener Tinction können die Bilder sehr schön sein. Die Kernkörperchen erscheinen dunkel stahlblau, das Kerngerüst dunkelblau, die Pyrenoide heller blau, noch heller die sehr scharf gezeichneten Chlorophyllbänder; in der Farbe der Pyrenoide erscheinen auch die Mikrosomen. Die Stärkekörner sind farblos, fast farblos erscheinen die etwas gequollenen Zellwände. Der Zellinhalt ist meist ein wenig contrahirt. Um die Präparate aufzubewahren, lässt man das verdünnte Glycerin, in das man sie einlegte, sich langsam an der Luft concentriren. Man kann auch eine Uebertragung in Terpentinöl versuchen, wo die Färbung noch rein blauer wird; dabei sind aber die nämlichen Vorsichtsmaassregeln einzuhalten, die wir nach der Safraninfärbung anwandten.

Wir wollen endlich auch noch die Spirogyra benutzen, um an ihr die sogenannte Lebensreaction mit alkalischer Silberlösung auszuführen.[20]) Zwei Lösungen können hierzu benutzt werden. Die erste ist eine mit Kali versetzte ammoniakalische Silberlösung. Um diese herzustellen, mischt man 1) 13 *cc.* Kalilösung von 1,333 spec. Gewicht mit 10 *cc.* Ammoniakliquor von 0,960 spec. Gew. und verdünnt auf 100 *cc.*; bereitet 2) eine Lösung von 1 % Silbernitrat. Von beiden Lösungen mischt man vor dem Gebrauch je 1 *cc.* und verdünnt diese Mischung auf 1 Liter. Die zweite

Lösung ist eine wässrige Lösung von Silberoxyd und wird bereitet, wenn man auf 1 Liter einer Lösung $^{1}/_{100000}$ $Ag\ NO_3$ 5 *cc.* Kalkwasser setzt. Kohlensäurehaltige Luft ist hier während der Reaction sorgfältig abzuhalten. Man darf nur mit grösseren Mengen des Reagens ($^{1}/_{2}$—1 Liter) operiren und nur wenige Fäden der Spirogyra in dasselbe einbringen. Durch das lebende Protoplasma der Spirogyra wird das metallische Silber aus der Lösung reducirt und dieses Protoplasma hierdurch schwarz gefärbt. Durch Erwärmen der Lösung auf 30 ° C. wird die Reaction beschleunigt, so dass sie nach Ablauf einer halben Stunde schon constatirt werden kann, in der Kälte sind 6 bis 8 Stunden für dieselbe nothwendig. Ist der Spirogyra-Faden in der einen oder andern Art, etwa durch Austrocknen, Druck, höhere Temperatur, absoluten Alcohol, zuvor getödtet worden, so tritt die Silberreduction nicht ein. Das Zellplasma nimmt dann nur eine gelbe bis braune Färbung, die von Silberoxydul herrührt[21]) und auf das Vorhandensein von Glycose und Gerbstoff hinweist, an. Nicht in allen Fällen ist wie bei Spirogyra die Reduction des metallischen Silbers durch die lebende Zelle so leicht zu erreichen; es wird angenommen, dass in den Fällen, wo sie nicht eintritt, das Protoplasma zu sensibel sei und gleich bei der ersten Berührung von dem Reagens leide. Weiter wird angenommen, dass es Aldehydgruppen im lebenden Protoplasma sind, welche die Silberreduction veranlassen und dass eine moleculare Verschiebung dieser Aldehydgruppen beim Tödten des Protoplasma die Reaction weiterhin unmöglich mache. — Merkwürdig nach alledem ist, dass auch nach der Tödtung der Spirogyra-Zellen mit manchen Giften, besonders Alkaloiden, die Silberreduction noch eintritt. So bei Spirogyren, die in 1 % Lösung von essigsaurem Strychnin eingelegt wurden und deren Protoplasmaschlauch zusammengeschrumpft ist. Es wird angenommen, dass hierbei die Tödtung ohne Verschiebung der Aldehydgruppen, nur durch Zerstörung der morphologischen Structur des Protoplasma erfolgte; während bei der Verschiebung der Aldehydgruppen diese Structur völlig intact bleiben kann, so wie es ja auch die zum Fixiren des Protoplasma benutzten Reagentien zeigen. — Mit der zu zweit genannten Silberlösung erfolgt die Reaction gleichmässiger als mit der ersten. Die Fäden scheinen länger in derselben zu leben, wodurch mehr Zeit für die Reaction derselben gewonnen wird.

Fast bei einer jeden Untersuchung von Wasserpflanzen begegnet man den zu den grünen Wasseralgen, in die Nähe der Spirogyra, gehörigen Desmidiaceen.[22]) Besonders verbreitet sind die frei lebenden, zum Theil gestreckt cylindrischen, geraden oder gekrümmten, zu Closterium und Verwandten gezählten Formen und die zum Theil scheibenförmigen, durch mehr oder weniger tiefe Einschnürung in zwei symmetrische Hälften getheilten Formen, die in die Gruppe der Euastren zu bringen sind. Heben wir Fadenalgen, etwa Cladophoren, aus einem Bassin, spülen sie in einem Gefässe mit Wasser aus und untersuchen nach einiger Zeit den Bodensatz, so sind wir ziemlich sicher, verschiedenen Desmidiaceen in letzterem zu begegnen. Die schönsten Formen der

Desmidiaceen sind freilich wählerischer in ihrem Aufenthaltsorte; man begegnet ihnen in Teichen und Bächen, in Waldtümpeln, vornehmlich aber in den Torfstichen und Mooren und dann oft in grossen Mengen. Wir nehmen in Untersuchung das sehr verbreitete, mondsichelförmig gekrümmte Closterium moniliferum Ehrb. (Fig. 118.) Die Zellhaut ist glatt, ohne Einschnitte. Im Innern der Zelle fallen die beiden Chlorophyllkörper zunächst auf. Frei von denselben und nur vom farblosen Zellplasma eingenommen sind die beiden Enden der Zelle und eine schmale äquatoriale Zone. In letzterer liegt der mit grossen Kernkörperchen versehene Zellkern. In den beiden farblosen Enden der Zelle sieht man je ein rundes, mit wässrigem Zellsaft erfülltes Bläschen, in welchem kleine dunkle Körnchen, kleine in Schwefelsäure unlösliche Gypskrystalle[23]) sich in zitternder Bewegung befinden. Werden diese Körnchen durch Zerdrücken der Zelle befreit, so lassen sie sich als äusserst kleine Prismen erkennen. Die beiden Bläschen repräsentiren das mit Zellsaft erfüllte Lumen der Closterium-Zelle. Dieses Lumen wird durch die zwei grossen Chromatophoren auf die beiden Enden der Zelle verdrängt. — Längs der Zellwand sieht man in der ganzen Zelle einzelne Körnchen in Bewegung. Das rasche Gleiten in gerader Richtung längs der Wand hat man als Glitschbewegung besonders unterschieden, es ist aber nichts anderes als eine sehr rasche Protoplasmaströmung. Hin und wieder bekommt man ein Closterium-Individuum, das gegen einen anderen Gegenstand gestützt ist, in aufrechter Stellung zu sehen, eventuell bringt man ein solches Individuum durch Verschieben des Deckglases in die erwünschte Lage. Dann stellt man fest, dass die Zelle einen kreisrunden Querschnitt hat und dass sechs radial gestellte Chlorophyllplatten in der Mitte der Zelle sich zu einem gemeinsamen Körper vereinigen. In der Längsaxe dieses Chlorophyllkörpers liegen die Pyrenoide (*p*). Daher treten uns diese, in Seitenansicht, zu einer einzigen Reihe angeordnet, entgegen (vergl. die Figur). Auch in der Seitenansicht erkennen wir jetzt die radial gestellten Leisten des Chromatophors wieder. Die beiden Chromatophoren stossen im Aequator der Zelle zusammen, hier nur den Raum für den Zellkern freilassend. Ausser den Stärkekörnern, die als Hüllen die Pyrenoide umgeben, sind, wie Jodzusatz lehrt, auch kleine Stärkekörner den Chlorophyllleisten eingelagert. In den Räumen zwischen den Chlorophyllleisten sind senkrecht zu deren Verlauf einzelne zarte Platten aus farblosem Protoplasma ausgespannt, welche einerseits an die Chlorophyllleistten, andererseits an die zarte farblose Wandschicht aus Protoplasma ansetzen. — Die Zellwandung von Closterium moniliferum ist glatt; mit Jod und Schwefelsäure nimmt sie einen

Fig. 118. Closterium moniliferum. *p* Pyrenoide, *K* krystallführende Endbläschen. Vergr. 240.

deutlich violetten Ton an. Sie ist wenig resistent gegen concentrirte Schwefelsäure, in der sie alsbald gelöst wird, ohne zuvor in zwei Hälften zu zerfallen. — Anders verhalten sich oft andre im gleichen Präparat befindliche closteriumähnliche Desmidiaceen, deren Haut der concentrirten Schwefelsäure widersteht und leicht in Richtung des Aequators sich in zwei Hälften trennt. Stellen wir ein Closterien führendes Präparat auf einem Glimmerplättchen her, glühen dasselbe und betrachten es unter dem Mikroskop, so können wir von Closterium moniliferum nichts auf dem Plättchen wiederfinden, wohl aber lassen oft die anderen Closterien stark gebräunte Skelette zurück, die sich nach Zusatz von Schwefelsäure und Salzsäure nicht lösen, somit aus Kieselsäure bestehen dürften. — Die Closterien vermehren sich durch Zweitheilung, wobei die Scheidewände in der Aequatorialebene angelegt werden. Durch „Ergänzungswachsthum" muss hierauf zu jeder der beiden Schwesterzellen die fehlende Hälfte hinzugebildet werden. So kommt es denn, dass wir hin und wieder in unseren Präparaten Individuen begegnen, bei denen die eine Hälfte durch geringere Länge und etwas abweichendere Form gegen die andere absticht.

In sehr instructiver Weise reagirt unser Closterium auf den Einfluss des Lichtes,[24]) so dass wir uns nicht versagen können, einige diesbezügliche Versuche anzustellen. Wir beschaffen uns zu diesem Zwecke kleine quadratische Glaskammern von etwas geringerer Grösse, als der Objecttisch unseres Mikroskops und mit etwa ein Centimeter hohen Seitenwänden. Doch können in Ermangelung dieser allenfalls beliebige Glasgefässe mit flachem Boden aushelfen, soweit sie Platz auf dem Objecttisch finden. Wir giessen closteriumhaltiges Wasser in die Glaskammern resp. anderweitigen Glasgefässe, doch stets unter ein Centimeter Höhe, ein und können so die Closterien bei schwacher Vergrösserung direct beobachten. Wir experimentiren bei diffusem Tageslichte. Schon nach kurzer Zeit, falls die Closterien in völlig gesundem, kräftigem Entwicklungszustande sich befinden, stellt sich die Längsaxe der meisten Individuen in die Richtung der vom Fenster aus einfallenden Lichtstrahlen. Mit dem einen, von der Lichtquelle abgekehrten, Ende sitzen die Closterien dem Boden des Gefässes an, das andere schwebt frei in der Richtung zur Lichtquelle. Wir drehen jetzt das Gefäss, oder besser, um jede Erschütterung des Wassers zu vermeiden, wir blenden vorn das Licht mit einem schwarzen Schirm ab und beleuchten das Präparat vermittelst eines Spiegels von der Seite. Alsbald haben sich die Closterien um ihren Stützpunkt gedreht und in der nunmerigen Richtung der einfallenden Lichtstrahlen orientirt. Die Stellung der Closterien wird somit durch das Licht bestimmt, dieselben sind „phototaktisch". Bei fortgesetzter Beobachtung einzelner Exemplare stellt man fest, dass nach einiger Zeit das freie Ende derselben sich abwärts neigt und den Boden des Gefässes erreicht, bald darauf aber das vorher festsitzende Ende sich hebt und in der Richtung zur Lichtquelle einen Bogen beschreibend, sich nunmehr der Lichtquelle zuwendet. Nach einer bestimmten Zeitdauer, die 5 bis 35 Minuten betragen kann, wird eine

neue Umdrehung ausgeführt und so rücken die einzelnen Closterien, sich fort und fort überschlagend, langsam der Lichtquelle näher. Lässt man intensiveres Licht auf die Closterien einwirken, so beginnen sich dieselben alsbald um ihren Stützpunkt zu drehen und stellen sich so, dass ihre Längsaxe senkrecht vom Lichte getroffen wird. Diese Querstellung bleibt auch im directen Sonnenlichte beibehalten, doch bemerkt man jetzt, dass einzelne Individuen langsam, auf das eine Ende gestützt, von der Lichtquelle fortgleiten. Hierbei kehren sie ihr die convexe Seite, gewissermaassen den Rücken zu. Somit sind die Closterien nicht nur phototaktisch, das heisst, sie werden nicht nur von dem Lichteinfall bestimmt orientirt, sie sind auch photometrisch, das heisst auf ein Licht bestimmter Intensität gestimmt. — Mit diesen Bewegungserscheinungen hängt es zusammen, dass wir in grösseren Gefässen, die Closterien enthalten, dieselben bei schwacher Beleuchtung an der Wasseroberfläche, bei intensiver Beleuchtung am Boden finden.

In den Closterien führenden Präparaten finden wir fast immer auch verschiedene grössere und kleinere Formen der zu zwei symmetrischen Hälften eingeschnürten Desmidiaceen. Dieselben zeichnen sich durch sehr zierliche Gestalten und mannigfache Vorsprünge der Oberfläche aus. Meist sind diese Zellen in einer Richtung abgeflacht, hin und wieder ist eine Gallerthülle an ihrer Oberfläche zu erkennen; dieselbe ist an allen Desmidiaceen,[25]) auch den zuvor untersuchten Closterien vorhanden, doch nur in seltenen Fällen direct nachzuweisen. Eine sehr gemeine Form ist das Cosmarium Botrytis Menegh., in Frontansicht von annähernd kreisförmigem, in Seitenansicht von elliptischem Umriss. Nur ein schmaler Isthmus verbindet beide Zellhälften, in diesem liegt der Zellkern. In jeder Zellhälfte befinden sich zwei mit je einem Pyrenoid versehene Chromatophoren. Das Pyrenoid ist von einer Stärkehülle umgeben, ausserdem einzelne kleine Stärkekörner in den Chromatophoren zerstreut. Die Chromatophoren stossen mit ihren Rändern zusammen und lassen einen annähernd biconvexen Zwischenraum zwischen sich frei. Jedes Chromatophor hat annähernd dieselbe Gestalt, wie sie ein der Länge nach halbirtes Chromatophor von Closterium zeigen würde. In der Scheitelansicht einer Zellhälfte sieht man, dass vier Leisten einem gemeinsamen Verbindungsstücke, in dessen Mitte das Pyrenoid liegt, entspringen. Die Leisten breiten sich an der Zellwand aus. In natürlicher Lage der Zelle sieht man diese Leisten von der Kante; sie zeichnen sich als intensiv grüne Streifen. Der Zellsaft, der den Raum zwischen den Leisten und der Zellwand erfüllt, führt oft zahlreiche Körnchen, unter denen sich auch kleine Gypskrystalle befinden, welche zurückbleiben, wenn man die Zelle mit Schwefelsäure behandelt. Der Bau der Zellwand zeigt sich besonders gut an abgestorbenen Individuen, deren Inhalt sich von der Wandung zurückzog. Solche Individuen sind leicht zu finden. Die ganze Zellwand erscheint von flachen Höckern besetzt. In der tiefsten Stelle der Einschneidung ist die Wandung etwas dicker und stärker lichtbrechend. Bei Zusatz concentrirter Schwefelsäure trennen sich beide Zellhälften von einander, der Inhalt tritt an der Trennungsstelle hervor; die Zellhäute werden langsam aufgelöst. — Die Zelltheilung erfolgt im Isthmus, der sich zuvor etwas verlängert. Aus der vorge-

wölbten Isthmushälfte muss eine neue Zellhälfte ergänzt werden, daher man nicht eben selten Individuen mit einer kleinen, in Entwicklung begriffenen, noch dünnwandigen Hälfte findet, der auch noch die Höcker fehlen. — Relativ seltener als diesen freilebigen, begegnet man den zu Fäden vereinigten Desmidieae filiformes, die meist, ihrer habituellen Aehnlichkeit nach, als Desmidiaceen zu erkennen sind.

Zu den einzelligen Organismen gehören auch die Diatomeen oder Bacillariaceen, die eine intermediäre Stellung zwischen Thier und Pflanze einnehmen und eine für sich abgeschlossene Gruppe von Organismen repräsentiren. Das geeignetste Object um sich über den Bau der Diatomeen zu orientiren, dürfte Pinnularia viridis[26]) sein, eine in stehenden und fliessenden Gewässern sehr häufige Art. Sie zeichnet sich unter den Süsswasserformen durch ihre relativ bedeutende Grösse aus und lässt überhaupt leichten Einblick in die Structurverhältnisse ihres Körpers gewinnen. Sie erscheint unter dem Mikroskop, wo wir sie bei der stärksten uns zur Verfügung stehenden Vergrösserung studiren müssen, entweder als eine gestreckte Ellipse oder als ein Rechteck mit etwas abgerundeten Ecken. Im ersteren Falle sehen wir sie von der Schalenseite (Schalenansicht, Nebenseite) (Fig. 119 *A*), im letzteren von der Gürtelbandseite (Gürtelansicht, Hauptseite) (Fig. 119 *B*). In der Schalenansicht erscheint die Zellhaut gezeichnet von schmalen Riefen, die von den Rändern gegen die Mitte laufen, ohne sie zu erreichen (vergl. die Fig). Sie werden meist für Einsenkungen der Aussenfläche der Schale, das heisst, für verdünnte Stellen derselben gehalten. Der mittlere platte Raum, den die Riefen frei lassen, zeigt an seinen beiden Enden und in mittlerer Länge, je eine stärker das Licht brechende, Verdickung, die als Knoten bezeichnet sind. Die beiden endständigen Knoten werden mit dem Centralknoten durch eine Linie verbunden, welche dicht am Centralknoten jederseits gleichsinnig ausbiegt und mit einer schwachen Anschwellung endet. Die Endknoten werden von den entgegengesetzten Enden der Linie mondsichelförmig umfasst. Um dies zu bewerkstelligen, biegt die Linie an beiden Enden in derselben Richtung wie am Mittelknoten seitlich ab. In ihrem Verlauf zwischen den Knoten erweitert sich die Linie ein wenig, man nimmt an, sie sei ein in das Innere der Zelle führender Spalt. Auf die Gürtelbandansicht (*B*) greifen die Riefen

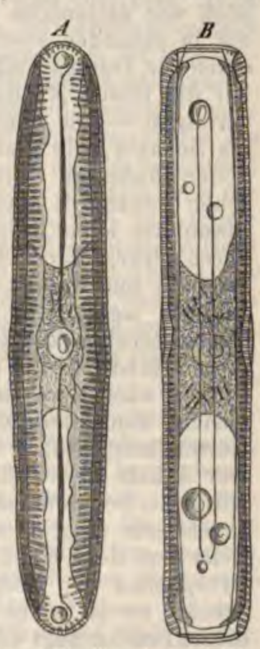


Fig. 119. Pinnularia viridis. *A* Schalenansicht, *B* Gürtelbandansicht. Vergr. 540.

nicht herüber, man sieht sie nur an den Seitenrändern des Bildes. Bei Einstellung auf den optischen Durchschnitt und genauer Betrachtung der Enden der Zelle, constatiren wir die merkwürdige Thatsache, dass ein mittlerer Streifen der Wand doppelt ist. Bei eingehender Untersuchung stellt es sich heraus, dass hier eine Einschachtelung getrennter Wandtheile vorliegt. An die Ränder der beiden elliptischen Wandstücke die wir in der Schalenansicht sahen, setzen nämlich Membrantheile an, die mit freier Kante enden. Es besteht somit die Wandung dieser Zelle aus zwei Hälften, von denen die eine in der andern steckt. Der Bau dieser Wandung entspricht durchaus demjenigen einer elliptischen Schachtel mit aufgesetztem Deckel. Die Seitenwände des Deckels sind eben so hoch wie diejenigen der Schachtel, doch sind beide nicht vollständig in einander geschoben. Gehen wir an unserer Zelle aus dem optischen Durchschnitt in die Oberflächen-Ansicht über, so können wir die feinen Ränder der beiden Zellhälften hier als zarte Linien verfolgen. — Die ebenen, gerieften Flächen der Zellwand werden als Schalen, die glatten an dieselben ansetzenden, frei endenden Seitenwände als Gürtelbänder bezeichnet, daher der Gebrauch der schon genannten Namen für die beiden Ansichten. Es gelingt bei Pinnularia leicht, die eine Hälfte der Zellwand aus der anderen durch Druck oder chemische Reagentien zu befreien, auch findet man hin und wieder abgestorbene Exemplare, an denen sich dieser Process mehr oder weniger vollständig von selbst vollzog. Beim Druck brechen die Gürtelbänder leicht in einiger Entfernung von ihrem Rande, längs einer zu diesem Rande parallelen Linie. Diese Linien, nächst jedem Rande eine, somit zwei in jeder Gürtelbandansicht, sind öfters zu erkennen und dürften verdünnte Stellen der Gürtelbänder sein. Sie reichen nicht bis an die Enden der Zelle. Der Inhalt der Zelle präsentirt sich etwas anders, je nachdem wir eine Schalenansicht oder Gürtelbandansicht vor uns haben. In ersterer (Fig. 119 *A*) durchsetzt ein mittlerer heller Streifen die Zelle von dem einen Ende zu dem andern; hier ist das farblose Cytoplasma der Zelle sichtbar. In mittlerer Länge der Zelle erscheint es zu einer biconcaven Plasmabrücke angesammelt. In dieser Brücke liegt der, nicht immer ohne Zuhülfenahme von Reagentien leicht sichtbare, mit einem relativ grossen Kernkörperchen versehene Zellkern. An die hellen Streifen grenzen zu beiden Seiten mit ziemlich glattem, oder ausgebuchtetem Contour, die braun gefärbten Chromatophoren „Endochromplatten". Dieselben liegen somit den Gürtelbandseiten an. In den Plasmabrücken sind schmale, paarweise verbundene Stäbchen von unbekannter Bedeutung zu sehen. Im Zellsafte endlich liegen meist, doch nicht immer, grössere und kleinere Oeltropfen. In der Gürtelbandansicht erscheint der Zellleib gleichmässig braun, weil hier der Chromatophor den ganzen farblosen Wandbeleg deckt. Nur an den beiden äussersten Enden der Zelle kommt das farblose Zellplasma zum Vorschein. Der Chromatophor ist gleichmässig dicht und gleichmässig tingirt,

ohne sichtbare Differenzirungen. Auch in der Gürtelband-Ansicht erscheint die centrale Plasmaansammlung in Gestalt einer biconcaven Brücke.

Bei Durchmusterung unserer früher dargestellten Cladophora-Präparate dürfen wir sicher den Fäden dieser Alge anhaftende Diatomeen finden. Dieselben sind zugleich mit jener Alge fixirt und tingirt worden und wir werden nun im Allgemeinen feststellen können, dass die Härtung und Färbung bei ihnen annähernd ebenso wie bei Cladophora angeschlagen hat. In letzterer Zeit ist aber gerade für Diatomeen die Nigrosin-Pikrinsäure noch besonders empfohlen worden.[27]) Ein wenig von dem Diatomeen-Material wird in die Nigrosin-Pikrinsäure übertragen, diese nach mehreren Stunden abgegossen, die Präparate in Wasser oder meist besser in Spiritus ausgewaschen und in Glycerin untersucht. Bei Glycerin ist es meist gerathen, dasselbe verdünnt zu nehmen und es langsam an der Luft concentriren zu lassen. Man kann die Präparate in Dammarharz oder Canada-Balsam, wo sie noch reiner blauen Farbenton erhalten, einlegen. Um in Harz eingeschlossen werden zu können, müssen die Präparate zuvor mit Nelkenöl durchtränkt sein; bei Uebertragung aus dem Spiritus in Nelkenöl schrumpft der Inhalt der Zellen sehr leicht zusammen. Da muss zuvor der Spiritus, bei tropfenweisem Zusatz vom absolutem Alcohol und gleichzeitig tropfenweisem Abgiessen des Gemisches, durch absoluten Alcohol vollständig ersetzt werden, worauf die Fäden in sehr stark mit Alcohol verdünntes Nelkenöl[28]) sich übertragen lassen. Der Alcohol verflüchtigt sich durch Stehen an der Luft, so dass die Fäden schliesslich in reinem Nelkenöl liegen bleiben. Von da aus werden die Fäden in die Harze übertragen.

Unter zahlreichen Pinnularia-Exemplaren dürfte man hin und wieder auch doppelt zusammengesetzte finden. Es sind das Schwesterexemplare, die vor kurzem durch Theilung aus einem Mutterexemplare hervorgingen. Sie haften mit den Schalenseiten an einander und man kann, falls ihre Wände ganz fertig ausgebildet sind, constatiren, dass die Gürtelbänder der beiden inneren Schalen in den Gürtelbändern der beiden äusseren Schalen stecken. Nach erfolgter Theilung des Inhalts der Mutterzelle sind diese inneren Wandhälften für jedes Tochterindividuum hinzugebildet worden. Jede Zelle besitzt somit eine ältere und eine jüngere Wandhälfte und jede Ueberlegung lehrt, dass der Altersunterschied zwischen den beiden Hälften ein sehr grosser sein kann. —

Die Pinnularia-Exemplare sind in Bewegung begriffen. Die Zellen rücken gewöhnlich in der Richtung ihrer Längsaxe fort, entweder gleichmässig oder stossweise, auch seitlich hin und her von ihrer Bahn ablenkend. Sie schwimmen nicht frei, kriechen vielmehr auf irgend welchem Substrat und es gilt als wahrscheinlich, dass zu der als Spalt gedeuteten Linie, die wir in der Mediane der Schalen sahen, ein zarter Protoplasmasaum hervorgestreckt wird und das Bewegungsorgan, eine Art Pseudopodium, bildet.

Wir stellen uns ein Präparat von Pinnularia auf einem Glimmer-

plättchen her und glühen es hierauf über einer Gas- oder Spiritusflamme. Wir legen das Glimmerplättchen hierauf wieder unserm Objectträger auf und betrachten das Präparat trocken, doch unter Deckglas bei starker Vergrösserung. Wir constatiren, dass von den Pinnularien vollständige Skelete erhalten geblieben sind. Dieselben sind bei kurzem Glühen, von der verkohlten organischen Substanz etwas bräunlich, bei länger fortgesetztem Glühen farblos. Salzsäure greift sie nicht an, sie bestehen aus Kieselsäure und zeigen die feinsten Eigenthümlichkeiten der Structur der Zellwand, die somit hochgradig verkieselt sein musste, erhalten. Die Riefen zeichnen sich bei diesen Präparaten sehr deutlich als dunkle Streifen, auch sonstige Structureigenthümlichkeiten der Wandung sind gut zu studiren. Namentlich schön sichtbar sind in der Schalenansicht die Spalten, welche beiderseits vom Centralknoten nach den endständigen Knoten verlaufen. Ihre Erweiterung in mittlerer Länge ist deutlich. In der Gürtelbandansicht präsentiren sich die Ränder der beiden Hälften der Zellwandung scharf; ausserdem sieht man noch auf dem übergreifenden Theile zwei zu einander und den Rändern der Zellwandhälften parallele Linien, welche die Enden der Zelle nicht erreichen.

Bringt man von dem Diatomeen-Material in einen Platintiegel, übergiesst es mit ein wenig Fluorwasserstoffsäure und lässt es 24 Stunden im Wasserbad stehen, so ist die Kieselsäure entfernt. Untersucht man hierauf den Rückstand, so hat man alsbald die Pinnularien wieder gefunden. Sie haben an Volumen verloren, doch ihre Gestalt annähernd beibehalten. Ihr Inhalt ist gebräunt, oft sind Oeltropfen in denselben noch zu sehen; doch von der Membran ist, falls die Einwirkung hinreichend energisch war und lange genug andauerte, nichts zu bemerken. Dieselbe ist von der Fluorwasserstoffsäure vollständig entfernt worden, oder richtiger, die in der Zellwand mit der Kieselsäure verbundene organische Substanz war nicht in hinreichenden Mengen vertreten, um als Membran zurückzubleiben. Gleichzeitig sind aber Zellhäute von Desmidiaceen und von andern Algen in dem Präparat zu finden. — Für andere Diatomeen wird nach Behandlung mit Fluorwasserstoffsäure das Zurückbleiben einer zarten, biegsamen, mit Jod braungelb werdenden Haut angegeben.[29])

Für ein eingehenderes Studium der Zellwandung der Diatomeen empfiehlt sich die Anwendung von Querschnitten.[30]) Man bringt einen Tropfen dicker Gummilösung auf die eben geschnittene Endfläche eines Holundermarkstückchens, streut auf denselben möglichst reines Diatomeen-Material und rührt mit einer Nadelspitze um. Nachdem die Gummilösung hart geworden ist, führt man sehr zarte Querschnitte mit einem Skalpell oder Rasirmesser aus. Die Gummitheilchen werden entweder trocken auf den Objectträger gebracht, dann angehaucht, so dass sie zähflüssig werden, und mit einem Deckglas überdeckt, oder gleich in dicken Canadabalsam eingebettet. Bei aufmerksamem Suchen findet man oft die gewünschten Schnitte, die man durch Rücken am Deckglas auch wohl in die richtige Lage bringen kann.

Die merkwürdige Erscheinung der Zusammensetzung der Zellwand aus zwei Stücken ist auch den andern Diatomeen eigen, ebenso sind an den frei lebenden ganz allgemein Bewegungserscheinungen zu beobachten. Selbst viele angewachsene und in Gallertröhren eingeschlossene sind, befreit, der Bewegung fähig, während diese in der That bei fadenbildenden meist zu fehlen scheint. Wegen der oft äusserst feinen Structurverhältnisse ihrer Zellwand werden die Diatomeen als Testobjecte für die Prüfung stärkerer mikroskopischer Objectivsysteme benutzt. Angewandt werden besonders die Schalen von Pleurosigma angulatum, die bei hinreichend starker Vergrösserung regelmässig angeordnete Sechsecke zeigen.

Man wird kaum in die Lage kommen, sich Testobjecte selbst darzustellen, da letztere in jeder optischen Anstalt im Preis von 1 bis 2 Mark pro Stück zu bekommen sind. Hingegen könnte es für das Studium der Schalen-Structur manchmal von Interesse sein, sich Präparate in Medien darzustellen, die durch ein sehr hohes Brechungsvermögen ausgezeichnet sind. Um nun ganz reines Material von lebenden Diatomeen zu erhalten,[31]) breitet man am besten den sie enthaltenden Schleim auf einem flachen Teller aus, bedeckt letzteren mit weissem Papier und stellt ihn ins Licht. Die Diatomeen werden sich alsbald an der Oberfläche des Wassers angesammelt haben und können dann abgeschöpft werden. — Ein Material, das todte Diatomeen enthält, wird möglichst fein in Wasser zertheilt, mit diesem durchgeschüttelt und nunmehr stehen gelassen. Die lufthaltigen Schalen bleiben längere Zeit im Wasser suspendirt und können daher mit diesem von den meisten zu Boden sinkenden Beimengungen abgegossen werden. Durch vorsichtiges Schlemmen kann eine weitere Reinigung des Materials erzielt werden. Auch benutzt man Metallsiebe, um die Schalen allmählich von den gröberen und feineren Verunreinigungen zu befreien. (Einen Satz von 5 solchen Metallsieben von 0,2—1 *mm.* Weite liefert E. Kaiser für 8 Mark.) Um die organische Substanz zu entfernen, kocht man sie am besten mit Schwefelsäure und doppelt chromsaurem Kalium.[52]) Zu diesem Zwecke übergiesst man das mit ein wenig Wasser angerührte Material mit englischer Schwefelsäure und setzt, während man erwärmt, doppelt chromsaures Kalium hinzu. Man kocht so lange, bis dass nach Zusatz kleiner Mengen des chromsauren Kaliums kein Aufschäumen mehr erfolgt. Man sorge aber durch eventuellen Zusatz von Schwefelsäure dafür, dass die Masse nicht einkoche. Statt doppelt chromsaurem Kalium kann man mit demselben Erfolg 20 % Chromsäure zusetzen. Nach vollzogener Operation ist das Material mit Wasser von den Reagentien vollkommen zu befreien. Von etwa noch vorhandenem Sande sind die Schalen durch Schlemmen zu reinigen; von etwaigen flockigen Massen durch Kochen mit Seifen- oder Ammoniakwasser. Das so gereinigte Diatomeen-Material wird bis zur Herstellung des Präparats in Weingeist oder in mit Carbolsäure versetztem Wasser aufbewahrt. — Um Trockenpräparate darzustellen, bringt man einen Tropfen der die Diatomeenschalen enthaltenden Flüssigkeit auf ein Deckglas, breitet sie hier aus und lässt sie eintrocknen. Von Vortheil

ist es oft, das Deckglas hierauf zu glühen, was auf einem flachen Platinblech oder entsprechendem Eisenblech zu erfolgen hat. Bevor das Deckglas dem Objectträger aufgelegt wird, ist auf letzterem am besten mit einem in ziemlich dünnflüssigen, schwarzen Maskenlack (Maskenlack No. 3) oder in Gold Size getauchten Pinsel ein kleiner Rahmen zu ziehen. Dieser muss so gross sein, dass das Deckglas auf demselben mit den Rändern ruhe. Das Deckglas wird erst aufgelegt, wenn der Rahmen halb eingetrocknet ist. Später wird ein vollsändiger Verschluss mit demselben Maskenlack vollzogen. — Der Rahmen schützt die Schalen vor Druck, verhindert aber vor Allem das Eindringen des hierauf zum Verschluss angewandten Lackes. unter das Deckglas. — Wie in diesem Falle, so können wir auch in anderen Fällen, wenn wir empfindliche Objecte, die trocken oder in relativ dünnflüssigen Medien aufbewahrt werden sollen, vor Druck schützen wollen, Rahmen von Lack oder Canadabalsam anwenden. Bei Aufbewahrung in den erwähnten Flüssigkeiten ist es gut, nur zwei quere Streifen über den Objectträger zu ziehen, oder den Rahmen an einer Seite wenigstens offen zu lassen damit beim Auflegen des Deckglases die Luft leichter entweichen könne. Dabei ist nicht zu vergessen, dass bei Glycerin-Präparaten die Lacke keinen sichern Verschluss geben, falls etwas Glycerin am Deckglasrande hervorgetreten war und dass daher Canadabalsam-Verschluss dort jedenfalls vorzuziehen sei. Die als Testobjecte benutzten käuflichen Diatomeen-Präparate liegen meist unter runden Deckgläsern. Um Rahmen für solche zu ziehen und sie hierauf zu verschliessen, wendet man kleine drehbare Scheiben an, welche von verschiedenen optischen und mechanischen Werkstätten im Preise von 6 bis 14 M. geliefert werden. Auf einer solchen drehbaren Scheibe wird der Objectträger genau centrirt, hierauf die Scheibe in langsame Rotation versetzt und dann ein in Lack getauchter Pinsel gegen den Objectträger gedrückt. Ruht das Deckglas auf diesem Rahmen, so wird der definitive Verschluss am Deckglasrande in ganz der nämlichen Weise vollzogen. — Diese Methode ist für jede andere Art von Objecten, die wir unter runde Deckgläser bringen und mit Lack oder Balsam verschliessen wollen, anzuwenden. — Von Substanzen hohen Brechungsvermögens sind zum Einlegen der Diatomeen-Schalen Styraxbalsam in Chloroform, Monobrom-Naphtalin, Schwefelkohlenstoff, Lösungen von Schwefel oder Phosphor in letzterem u. s. w. empfohlen worden.[33]) Besonders günstig wirkt eine gesättigte, wässrige Lösung von borwolframsaurem Cadmium, welche annähernd denselben Brechungs-Exponenten wie Styraxbalsam besitzt. Die Schalen, die in Styrax übertragen werden sollen, lässt man in einem Uhrgläschen eintrocknen, rührt sie mit einer Spur Alcohol an und überträgt sie in den Styraxtropfen auf den Objectträger. Das aufgesetzte Deckglas wird etwas angedrückt; ein anderweitiger Verschluss ist nicht nöthig. Monobrom-Naphthalin eignet sich vornehmlich zur unmittelbaren Beobachtung, da ein hermetischer Verschluss dieser Präparate sehr schwer zu erzielen ist. Am besten gelingt er noch mit eingedicktem Canadabalsam in Chloroform, der zu wiederholten Malen aufzutragen ist, oder mit geschmolzenem Wachs, über welches hierauf Canadabalsam, respective Maskenlack gestrichen wird; in borwolframsaures Cadmium sind die mit einer Spur Wasser angerührten Schalen

zu übertragen und mit Canadabalsam zu verschliessen. Der Verschluss in Schwefelkohlenstoff macht noch mehr Schwierigkeit als in Monobrom-Naphtalin. — Bemerkt muss hier auch noch werden, dass für Dauerpräparate die bei homogener Immersion betrachtet werden sollen, Maskenlack als Verschlussmittel, wenn möglich, dem Canadabalsam vorzuziehen ist, weil letzter in den Immersionsflüssigkeiten löslich ist.

Anmerkungen zum XXII. Pensum.

1) H. Hoffmann, Icones anal. fung., I—III; de Bary, Morph. d. Pilze etc., p. 49 ff.

2) Ueber die Tüpfel in den Scheidewänden der Florideen, vergl. Bornet, études phycol., pag. 100 und Schmitz, Stzber. d. kgl. Akad. d. Wiss. z. Berl., 1883, pag. 218.

3) Vergl. Schmitz, die Chromatophoren d. Algen, pag. 43.

4) Schmitz, Siphonocladiaceen, pag. 17; Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., pag. 204.

5) Schmitz, Chromatophoren d. Algen, pag. 37, vergl. auch pag. 16 u. 35.

6) Flemming, zuletzt in Zellsubstanz, Kern- und Zelltheilung, 1882, pag. 379. Dort auch die Literatur.

7) Die Eigenschaft des Zellkerns, Farbstoffe mit Begierde aufzunehmen und aufzuspeichern, wurde von Th. Hartig entdeckt: „Ueber das Verfahren bei Behandlung des Zellkerns mit Farbstoffen", Bot. Ztg., 1854, Sp. 877. Entwicklungsgesch. d. Pflkeims, 1858, pag. 154. In die thierische Histologie wurde das Verfahren von Gerlach eingeführt. Mikr. Stud. a. d. Geb. d. menschl. Morpholg., 1858.

8) Vergl. Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesellsch., 13. Juli 1880, Sep.-Abdr., pag. 2.

9) Berthold, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XIII, pag. 704. Anm.

10) Dippel, Mikr., II. Aufl., Bd. I, pag. 769.

11) Berthold, Mitth. a. d. zool. Stat. zu Neapel, Bd. II, Heft I, pag. 74, Anm.

12) Pringsheim, besonders in den Jahrb. f. wiss. Bot, Bd. XII, pag. 294.

13) Pringsheim, l. c., pag. 294.

14) A. Tschirch, Ber. d. deut. bot. Gesell., Bd. I., pag. 140, dort die Literatur.

15) Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., pag. 173.

16) Nährstofflösung, nach Sachs. Vorl. über Pflanzen-Physiol., pag. 342.

17) Flemming, Zellsubstanz, Kern- und Zelltheilung, pag. 315, Anm.

18) Vergl. bei Cladophora.

19) Pfitzer, Ber. d. deut. Bot. Gesell., Bd. I, pag. 44.

20) Nach Loew und Bokorny, die chemische Ursache des Lebens.

21) Loew und Bokorny, Bot. Ztg., 1882, Sp. 834.

22) Vergl. de Bary, Conjugaten, pag. 38; A. Fischer, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XIV, pag. 133.

23) Vergl. A. Fischer, l. c., pag. 137.

24) Stahl, Bot. Ztg., 1880, Sp. 393.

25) de Bary, l. c., pag. 38.

26) Vergl. Pfitzer, in Hanstein's Bot. Abth., Bd. I, Heft II, pag. 40 u. Schenk's Handbuch d. Bot., Bd. II, pag. 410. In der ersten Abhandlung auch die Literatur.

27) Pfitzer, Ber. d. deut. bot. Gesell., erster Jahrg., pag. 44. Vergl. bei Spirogyra.

28) Pfitzer, l. c., pag. 46.

29) Pfitzer, in Schenk's Handbuch, Bd. II, pag. 410.

30) Vergl. Flögel, Archiv f. mikr. Anat., Bd. XVI, 1870, pag. 473; Pfitzer, in Hanstein's bot. Abhandl., pag. 42 u. 43.

31) Dippel, das Mikrosk., II. Aufl., Bd. I, pag. 789.

32) Nach Dippel, l. c., pag. 790.

33) Vergl. J. W. Stephenson, Jour. of the R. Micr. Soc., London, Vol. III., No. 4, 1880; Van Heurck, Bull. d. séances d. l. soc. belg. d. Micr., 30. juin 1883; Dippel, Bot. Centralbl., Bd. XVI, pag. 158.

XXIII. Pensum.

Wir wollen jetzt eine Pflanze ins Auge fassen, die bei hoher äusserer Gliederung nur ein einziges, continuirliches Zelllumen aufzuweisen hat. Es ist das die im Mittelmeer verbreitete grüne Alge Caulerpa prolifera. Man kann hier schon aufgeweichtes Herbar-Material für die Untersuchung benutzen; viel günstiger ist frisches, oder Alcohol-Material, welches letztere durch Vermittlung der zoologischen Station in Neapel zu erhalten ist. Caulerpa wird zu den Siphoneen gerechnet, einer Gruppe von Algen, die einzellige, vielkernige Organismen mannigfacher Gestaltung und zum Theil sehr hoher morphologischer Gliederung vereinigt. Da der Körper dieser Organismen nicht in Zellen gefächert ist, so hat man sie auch als nicht cellulare Pflanzen bezeichnet. — Wollen wir die Pflanzen als einzellig ansehen, so tritt uns in Caulerpa die grösste, bis 0,5 m. lange Zelle des organischen Reiches entgegen. Diese Zelle ist gegliedert: in einen cylindrischen, kriechenden Stamm, der an seiner Spitze wächst; in lanzettliche, gestielte, durchaus blattartig entwickelte, und auch wie Blätter functionirende Zweige, die der Rückenfläche des Stammes entspringen und in Wurzeln, die aus der Bauchfläche des Stammes hervorgehen, in den Meeresboden eindringen und sich dort reich verzweigen. Blätter und Wurzeln werden acropetal angelegt. Die Blätter proliferiren öfters, indem aus ihrer Fläche neue blattartige Zweige hervorwachsen. — Führen wir nun einen Querschnitt durch den Stamm aus, so fällt uns ein ganz eigenthümlicher Bau im Innern desselben auf. Dieses Innere erscheint nämlich von Balken durchsetzt. Bei näherer Betrachtung von Querschnitten, die aus älteren Stammtheilen gewonnen worden sind, stellt sich folgendes heraus. Die Oberfläche wird von einer dicken, concentrisch geschichteten Haut umschlossen. Diese zeigt sich an ihrer Aussenfläche etwas gebräunt, sonst farblos. Sie wird durchsetzt von Balken, welche in das Lumen der Zelle eindringen und sich hier verzweigend und anastomosirend, ein geschlossenes System bilden. Die von der Zellhaut abgehenden Balken laufen radial. Doch bevor die Mitte des Stammes erreicht ist, kommt eine Zone vorwiegend tangential verlaufender Balken zur Geltung, während die Mitte des Stammes selbst, ein lockeres Gefüge ohne merkliche Bevorzugung einer bestimmten Richtung zeigt. Diese Ver-

hältnisse der Anordnung werden auf medianen Längsschnitten durch den Stamm deutlicher. Wir gewinnen die entsprechenden Schnitte leicht zwischen den Fingern oder in Holundermark. Wir sehen jetzt, dass nahe der Oberfläche, annähernd parallel zu derselben, eine longitudinale Verbindung der Balken häufig erfolgt und eine solche longitudinale Verbindung auch vor Erreichung der Mitte sich nochmals und zwar noch ausgeprägter geltend macht. An Alcohol-Material, wo der Inhalt der Zelle fixirt worden ist, zeigt er eine entsprechende Vertheilung. Wir finden ihn angesammelt an der Aussenhaut, in geringer Entfernung von derselben und nahe der Mitte. Der Inhalt der Zelle ist somit vorwiegend an drei concentrischen, netzwandigen Hohlcylindern ausgespannt; an den übrigen Balken ist er hingegen nur spärlich vertheilt. Dieser Zellinhalt besteht aus feinkörnigem Protoplasma und ganz vorwiegend aus Stärke; fügen wir einen Tropfen Jodlösung dem Präparat hinzu, so treten die Zonen, in welchen die Inhaltsmassen der Zelle sich gehäuft haben, mit dunkelblauer Farbe hervor. An den Balken findet somit der Zellinhalt seine Stütze und wird eine bestimmte Vertheilung desselben durch das Balkenskelett ermöglicht; andrerseits haben die Balken die rein mechanische Function, der scheidewandfreien Pflanze die nöthige Festigkeit zu verleihen. Freie Enden kommen an den Balken nicht vor, diese bilden ein in sich völlig geschlossenes System. Quer- und Längsschnitt durch die Blattstiele, die wir jetzt ausführen, zeigen im Wesentlichen denselben Bau, wie entsprechende Schnitte durch den Stamm. In der Blattlamina sehen wir, an dünneren Stellen, die Balken direct in mehr oder weniger geradem Verlauf, die gegenüber liegenden Flächen verbinden; an dickeren Stellen ist eine longitudinale und transversale Verbindung in mittlerer Höhe gegeben. Dem entsprechend ist auch die Vertheilung des Inhalts, entweder nur an den beiden Aussenflächen oder auch in der Mittelfläche. Ausser Stärke führt hier der Zellinhalt auch Chlorophyllkörner. Die Wurzel zeigt unregelmässig dichotomische Verzweigung, führt Protoplasma und Stärke. — Mit Chlorzinkjod, sowie mit Jod und Schwefelsäure gelingt es nicht, eine Blaufärbung der Zellwand hervorzubringen. Dieselbe, sowie auch die Balken, nehmen mit Chlorzinkjodlösung nur hellgelbe Färbung an, während die Cuticula an ihrer Oberfläche gleichzeitig braun wird. Mit Jod und Schwefelsäure ist die Färbung dunkler. — Allgemeines Interesse beansprucht die schöne Schichtung der Zellwand und ihr Verhältniss zu der Schichtung der Balken.[1]) Diese Schichtung ist selbst an Schnitten durch aufgeweichtes Herbar-Material zu sehen; schöner tritt sie an Alcohol-Material noch besser an frischen oder in Süsswasser aufbewahrten Stammstücken hervor. Sehr schöne Präparate erhält man beim Einlegen der aus Alcohol-Material dargestellten zarten Querschnitte in eine Lösung von reinem Styrax in Chloroform.[2]) In Folge der hohen Brechbarkeit jener Substanz, welche zwischen die Schichten der Membran eindringt, treten einzelne Schichten so

scharf hervor, dass sie selbst bei schwacher Vergrösserung verfolgt werden können. Eine Steigerung des Effectes ist übrigens noch in der gesättigten, wässrigen Lösung von borwolframsaurem Cadmium zu erzielen, welche einzelne Stellen des Präparats zu ungewohnter Klarheit bringt. Trotzdem diese Flüssigkeit sauer ist, halten sich diese Präparate gut in derselben. — In der Controverse, die sich an die Structur der Caulerpa-Membrane knüpfte, frug es sich darum, ob die Schichten der Zellwand in die Schichten der Balken übergehen, oder ob die Schichten beider unabhängig von einander sind, die Schichten des Balkens somit ungestört die Zellwand durchsetzen. Dieses ist wichtig für die Entscheidung der Frage, ob die Membran durch Apposition, das heisst, durch Auflagerung neuer Schichten vom Zelllumen aus, oder ob sie durch Intussusception, das heisst, durch stäte Einlagerung neuer Theilchen in das Innere der Zellwand wächst und die Zahl der Schichten sich durch Sonderungsvorgänge im Innern der Zellwand vermehrt. Schnitte durch jüngste Theile des Stammes, an dessen fortwachsendem Scheitel geführt, zeigen, dass die Zellwand zunächst dünn ist und ihr dünne Balken entspringen. In dem Maasse, als man sich vom Scheitel des Stammes entfernt, wächst die Dicke der Zellwandung und der Balken. Werden nun der Appositionstheorie gemäss die Schichten der Wand und der Balken aufgelagert, so müssen die einzelnen Schichten sich von der Zellwand in die Balken verfolgen lassen. Schichtet sich die Substanz der Zellwand und der Balken durch innere Differenzirung, so dürfen die Schichten beider keine Beziehnung zu einander zeigen. Thatsächlich erscheint das Bild wie das obenstehende (Fig. 120 *A*) und spricht somit für Appositionswachsthum. Die günstigsten Präparate lassen eine Entscheidung selbst bei relativ schwacher Vergrösserung zu. Namentlich am Grunde des Balkens sieht man die inneren Schichten desselben deutlich in diejenigen der Zellwand übergehen. Nicht selten sind in dickere

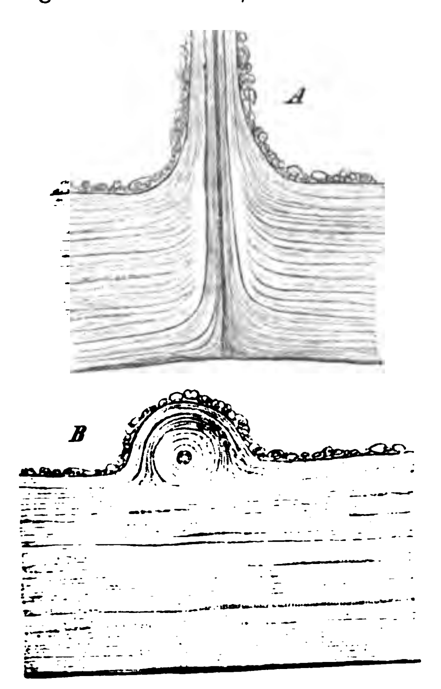


Fig. 120. Caulerpa prolifera *A* und *B* Theile von Querschnitten durch deren Stamm; bei *A* die Insertion eines Balkens getroffen, bei *B* den Querschnitt eines longitudinal verlaufenden in die Wand aufgenommenen Balkens zeigend. Vergl. 540.

Zellwänden auch longitudinal verlaufende Balken eingeschlossen worden (Fig. 120 *B*), was leicht durch Apposition neuer Schichten vom Zellinnern aus, schwer durch Intussusceptionswachsthum geschehen konnte. Denn diese longitudinal verlaufenden Balken verbinden, wie leicht auf Flächenschnitten nachzuweisen, radial verlaufende, und sind nicht in der Zellwand entstanden, werden vielmehr in einiger Entfernung von derselben angelegt und erst nachträglich in dieselbe aufgenommen. — Caulerpa ist, wie schon erwähnt wurde vielkernig[3]), die Kerne aber so klein, dass sie nur mit Vergrösserungen über 500 gesehen werden können.

Solche starke Vergrösserungen vorausgesetzt, ist ihr Nachweis an Alcohol-Material nicht eben schwer. Zu diesem Zwecke behandeln wir einen der dargestellten Längsschnitte mit Kalilauge, lassen die Stärkekörner somit quellen, waschen hierauf den Schnitt aus und fügen einen Tropfen Methylgrün-Essigsäure hinzu. Nach einiger Zeit treten die zahlreichen kleinen, runden Zellkerne, wenn auch nicht mit sehr intensiver Färbung, doch deutlich hervor. Die Zellwandung und die Balken haben den Farbstoff begierig aufgenommen. — Aus frischen Pflanzen tritt, wenn sie aufgeschnitten werden, der Zellinhalt als weisse, milchige Substanz hervor.

Von früher her ist uns bereits Vaucheria bekannt, die wir jetzt nochmals in's Auge fassen wollen, um uns mit ihrem inneren Bau genauer bekannt zu machen. Wir wählen die in fliessendem Wasser wie auf feuchter Erde verbreitete Vaucheria sessilis[4]) jede andre Art ist übrigens für die Untersuchung eben so gut. Vaucheria ist wie Caulerpa eine Siphonee, eine einzellige, vielkernige Alge. Vaucheria sessilis tritt uns als unregelmässig verzweigter Schlauch, deren Zweige als feine, grüne Fäden dem unbewaffneten Auge erscheinen, entgegen. Diejenigen Zweige, welche dem Substrat sich anschmiegen, zum Theil in dasselbe eindringen, enthalten nur vereinzelte Chlorophyllkörner; an ihren Enden zeigen sie sich oft unregelmässig lappig ausgebuchtet. Die aufstrebenden Zweige führen in einem dicken protoplasmatischen Wandbeleg zahlreiche Chlorophyllkörner. Im Innern dieser Chlorophyllkörner ist keine Stärke nachzuweisen, wohl aber liegen Oeltröpfchen zwischen den Körnern und sind hier als Product der Assimilation aufzufassen.[5]) Die Zweige wachsen an ihrer Spitze, in der meist farbloses Protoplasma angesammelt ist. Unter dieser Spitze treten neue Zweige als seitliche Ausstülpungen hervor. Sie können den Mutterzweig zur Seite drängen, wodurch das Bild einer scheinbaren Dichotomie entsteht, oder auch eine Scheinaxe, ein Sympodium, wenn der Tochterzweig sich stärker als der Mutterzweig entwickelt und scheinbar die Axe desselben fortsetzt. Auch aus älteren Theilen des Thallus können Seitenzweige entspringen. Die hier ebenfalls hervortretenden Geschlechtsorgane sollen zunächst unberücksichtigt bleiben. — Lässt man auf kräftige Pflänzchen Methylessigsäure einwirken, so treten die zahlreichen kleinen, spindelförmigen Zellkerne deutlich hervor.[6]) Namentlich erkennt man sie an den Spitzen der Zweige, wo sie besonders zahlreich angesammelt sind. Sie färben sich ziemlich intensiv, sind aber ausserordentlich klein, so dass starke Vergrösserungen, jedenfalls über 500, in Anwendung kommen

müssen. Sie liegen auf der Innenseite der Chlorophyllschicht. — Die Zellwandung ist zwar nicht mit Chlorzinkjodlösung, wohl aber mit Jod und Schwefelsäure blau zu färben.

Um eine möglichst einfache Form aus der Reihe der einzelligen, grünen Algen kennen zu lernen, untersuchen wir einen Protococcus. Zu diesem gehören der Hauptsache nach alle die grünen Anflüge, die man an Baumstämmen, feuchten Brettern, Mauern und anderen ähnlichen Standorten findet. Dabei lassen wir es ganz dahingestellt, ob unser Protococcus als eine selbstständige Art und nicht vielmehr als Entwicklungszustand einer anderen Alge aufzufassen sei.[7]) Die Form (Fig. 121), welche wir einem alten Baumstamme entnommen haben, würde unter den Begriff Protococcus viridis fallen. Wir untersuchen dieselbe bei starker Vergrösserung und finden sie aus isolirten, oder in kleinen Familien vereinigten, kugelrunden Zellen gebildet (Fig. 121 *A—F*). Der Inhalt der Zellen ist hellgrün, doch nicht das Gesammtplasma gleichmässig gefärbt, vielmehr sind, wie hinreichend starke Vergrösserungen lehren, eine Anzahl Chromatophoren vorhanden, die in gegenseitiger Berührung die Oberfläche des Zellinhaltes einnehmen. Wo ihr Contact nicht vollständig, kommt das farblose Zellplasma zum Vorschein. Mehr oder weniger in der Mitte der Zelle liegt der mit einem Kernkörperchen versehene Zellkern, der jedoch meist ohne Zuhülfenahme von Reagentien nicht zu sehen ist. Die Zellen haben eine dünne Wandung, die sich mit Chlorzinkjodlösung violett färben lässt. Meist sind zahlreiche Zellen in Zweitheilung begriffen durch Vermittlung einer Scheidewand, welche die kugelige Zelle halbirt (Fig. 121 *D*). Die Theilungen der benachbarten Zellen erfolgen in derselben oder in annähernd rechtwinklig sich schneidenden Ebenen. Die Tochterzellen treten alsbald, sich gegen einander abrundend, aus dem Verband (*C*, *F*); sie bleiben noch eine Zeit lang aneinander haften, oder werden vollständig getrennt. Behandelt man die Zellen mit Jodjodkaliumlösung, so treten die Zellkerne scharf hervor (unsere Figuren sind nach Jodpräparaten entworfen). In jedem Zellkern wird das Kernkörperchen deutlich sichtbar. An den neu durch Theilung angelegten Zellen liegen die Zellkerne der jungen Scheidewand an (*D*). Die Jodlösung

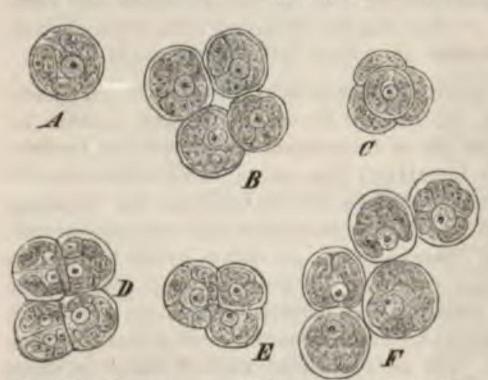


Fig. 121. Protococcus viridis nach Jodjodkaliumbehandlung. In *D* die Zellen links kurz nach der Theilung. Vergr. 540.

weist in den Chromatophoren kleine Stärkekörner nach, doch nicht Pyrenoide.

Sehr einfach gebaute Organismen treten uns in den bisher als Saccharomyceten zusammengefassten farblosen Pilzzellen entgegen. Wir beschaffen uns Bierhefe, am besten gährende Maische aus einer Bierbrauerei und untersuchen eine in Wasser vertheilte Spur derselben bei starker Vergrösserung. Wir finden das Gesichtsfeld erfüllt von kleinen Zellen, welche Individuen der sogenannten Bierhefepilze, Saccharomyces cerevisiae, sind. Die Zellen erscheinen kugelrund bis ellipsoidisch, sie besitzen eine zarte Membran und lassen in ihrem Innern eine grosse oder mehrere kleinere Vacuolen und einige stärker das Licht brechende Körnchen erkennen (Fig. 122, *1*). Einen Kern können wir nicht unterscheiden, doch ist ein solcher vorhanden und lässt sich, wenn auch nicht eben leicht, nachweisen.[9]) Hierzu ist es nothwendig, das Object mit Pikrinsäure, in der bei Cladophora erprobten Weise zu fixiren und dann mit Hämateïnammoniak zu tingiren. Dann findet man in jeder Zelle nahe der Mitte einen kleinen, runden, dunkler tingirten Zellkern. Das lebende Object, das wir in Untersuchung nahmen, zeigt uns zahlreiche Zellen in Vermehrung begriffen. Diese erfolgt hier in ganz eigenthümlicher Weise, indem an den Zellen eine, seltener mehrere kleine, knopfförmige Anschwellungen sich bilden, welche allmählich die Gestalt und Grösse der Mutterzelle erreichen und sodann von derselben abgegrenzt werden (*2*, *3*). Bei sehr energischer Entwicklung finden wir die Tochterzellen zu kleinen, stellenweise verzweigten Ketten vereinigt; bei langsamer Entwicklung findet eine Trennung der Zellen vor jeder neuen Sprossung statt. Dieser Vermehrung durch Sprossung wegen sind die „Saccharomyceten“ auch als Sprosspilze bezeichnet worden. In zuckerhaltigen Flüssigkeiten rufen sie alcoholische Gährung hervor. — Neuerdings[10]) ist die Selbständigkeit der Saccharomyceten in Abrede gestellt worden und dieselben für Conidien (bestimmte Art Sporen verschiedener Pilze) erklärt, Conidien, denen die Fähigkeit zukommt, in entsprechenden Nährstofflösungen sich durch Sprossung bis ins Unendliche zu vermehren.



Fig. 122. Saccharomyces cerevisiae. *1* nicht sprossende, *2* und *3* sprossende Zellen. Vergr. 540.

Die unbestimmt geformten faltigen olivengrünen Gallertmassen, denen man oft in grossen Massen auf Wegen begegnet, gehören zu Nostoc ciniflonum Tournefort, (commune Vauch.).[11]) Bringen wir ein wenig von der Gallerte unter das Mikroskop, so finden wir dieselbe durchsetzt von hin und her gewundenen, rosenkranzförmigen Fäden (Fig. 123). Die kurz-tonnenförmigen Glieder dieser Fäden, die einzelnen Zellen, sind spangrün gefärbt und auch ohne Zuhülfenahme von Reagentien sind in der gesammten gleichmässig gefärbten Grundmasse kleine sich dunkler zeichnende Körnchen in unbestimmter Anzahl zu unterscheiden (vergl. die Figur). Viele dieser Zellen trifft man in Theilung, welche sich als Einschnürung

n mittlerer Länge einer etwas verlängerten Zelle zunächst zu erkennen giebt (bei a). Auf diese ringförmige Einschnürung folgt die Bildung einer zarten Scheidewand (bei b), worauf die beiden Schwesterzellen an Grösse zunehmen und alsbald wieder theilungsfähig werden. Die Wandungen der Zellen sind sehr zart; durch fortgesetzte Verquellung der Aussenschichten derselben wird die farblose, homogene Gallerte gebildet, in der die Fäden eingebettet sind. Im Verlauf der Fäden sind einzelne grössere kugelrunde Zellen (*h*), die dickere Wand besitzen, bräunlich gefärbt erscheinen und ganz homogenen Inhalt führen, eingestreut. Die Zellen schliessen auch oft einen Faden ab. Es sind das die sogenannten Grenzzellen oder Heterocysten, die einer weiteren Entwicklung nicht fähig sind. An den Ansatzstellen der vegetativen Zellen des Fadens ist in der Heterocyste je ein kleiner vorspringender Höcker zu bemerken. — Zusatz von Jodjodkalium färbt den Inhalt der vegetativen Zellen dunkelbraun, etwas weniger dunkel denjenigen der Heterocysten. Auch die Gallerte nimmt einen braunen Ton an und an vielen, namentlich den Randstellen des Präparates ist deutlich zu constatiren, dass Gallertstränge scheidenartig die einzelnen Fäden umgeben. Die Körnchen des Inhalts der vegetativen Zellen werden in Jodjodkalium undeutlich, treten dagegen sehr deutlich in Präparaten hervor, die in concentrirter Pikrinsäurelösung untersucht werden. Der Inhalt der Grenzzellen färbt sich in Pikrinsäure wie die Grundsubstanz der vegetativen Zellen grünlich gelb, zeigt aber auch jetzt keine körnigen Bildungen. Diese Nostocaceen gehören den Spaltpflanzen an, die, wie wir an dem studirten Beispiel bereits sehen konnten, keinen morphologisch abgegrenzten Zellkern und Chromatophoren besitzen, deren Zellinhalt vielmehr seiner ganzen Masse nach gefärbt ist und kleine, wie Kernsubstanz reagirende Körnchen eingestreut enthält.

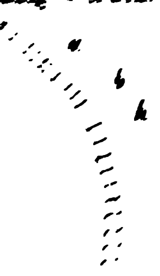


Fig. 12[illegible]. Nostoc. Stück eines mit Pikrinsäure behandelten Fadens. *h* Heterocyste. *a* und *b* Zellen in Theilung. Vergr. 540.

Wir wollen auch noch eine zweite Nostocacee in's Auge fassen, die auch wegen ihres symbiotischen Verhältnisses zu einer anderen Pflanze für uns von Interesse ist. Die letztere Pflanze ist die in allen botanischen Gärten jetzt cultivirte Azolla caroliniana. So sind wir denn auch in der Lage, da die Azolla in Gewächshausern überwintert, uns jederzeit Untersuchungsmaterial von der Nostocacee zu beschaffen. Die Nostocaceen neigen überhaupt sehr zur Symbiose und wir finden sie in sehr verschiedenen Pflanzen, vornehmlich aber als Bestandtheile des Flechtenkörpers vor. Die in der Azolla lebende Anabaena Azollae ist an bestimmten Stellen der betreffenden Pflanze zu finden. Die Blätter der Azolla sind in je zwei Lappen getrennt. Der obere Lappen ist fleischig und schwimmt auf dem Wasser, der untere ist häutig und untergetaucht. Der obere Lappen zeigt im Innern eine weite Höhlung, in welchen eine auf der Innenfläche des Blattes befindliche, enge

Oeffnung führt. Diese Höhlung ist mit Anabaena erfüllt und von den Wänden der Höhlung aus wachsen verzweigte Haare zwischen die Windungen dieser Anabaena hinein. Um nun die Anabaena für unsere Untersuchung zu erhalten, zerzupfen wir die Oberlappen einiger Blätter mit den Nadeln, legen ein Deckglas auf, drücken ein wenig auf dasselbe und sind nun ziemlich sicher, die Anabaenaschnüre zu finden. So viel ist sicher, dass sie keinem Exemplar der Azolla fehlen. Wir betrachten die Schnüre bei möglichst starker Vergrösserung (Fig. 124) und constatiren an denselben im Wesentlichen den nämlichen Bau, der uns an Nostoc einiflonum entgegentrat. Die Reihen der tonnenförmigen Zellen werden auch hier von Zeit zu Zeit unterbrochen von einer grösseren, ellipsoidischen bis kugeligen Zelle, der Heterocyste, in welche an den Ansatzstellen kleine, stärker lichtbrechende Höcker vorspringen. Die Fäden sind schlangenförmig hin und her gewunden, ohne sichtbare Gallerte. Der Inhalt der vegetativen Zellen ist spangrün, der Grenzzellen olivengrün. Meist findet man einzelne Zellen in Theilung (Fig. 124 *a* bis *d*). — Nimmt man einen Zweig der Azolla zwischen die Finger und führt Flächenschnitte durch denselben, so wird man unter dem Mikroskop nicht selten die Anabaena in ihrer natürlichen Lage innerhalb einer Blatthöhle sehen können. Doch muss der Zufall gefügt haben, dass eine Blatthöhle in richtiger Lage getroffen wurde. Das pflegt meist zu geschehen und dann sieht man auch die gegliederten Haare, welche die Anabaena durchsetzen.

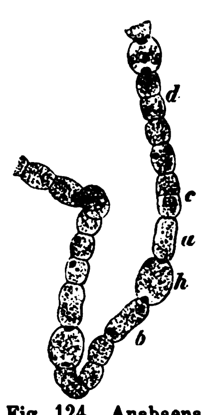


Fig. 124. Anabaena Azollae, *a* bis *d* aufeinanderfolgende Zustände der Theilung vegetativer Zellen, *h* eine Grenzzelle. Vergr. 540.

Bei Untersuchung jeder terrestren Form von Vaucheria, besonders der auf Blumentöpfen gesammelten, begegnet man Oscillarien, die ebenfalls zu den Spaltpflanzen, in die nächste Nähe der Nostocaceen gehören. Dieselben findet man aber auch sonst überall in stehenden Gewässern, auf schlammigem Boden oder unter sonst ähnlichen Verhältnissen. Ihre Anwesenheit verräth sich oft durch unangenehmen, modrigen Geruch. In Gefässen cultivirt kriechen sie zum Theil an den Wänden derselben über den Wasserspiegel empor. Es sind annähernd gerade oder auch gewundene Fäden, welche blaugrün, spangrün, olivengrün bis braun gefärbt erscheinen, aber auch farblos sein können und in vielen Formen durch lebhafte Beweglichkeit sich auszeichnen. Die Fäden sind frei oder in Gallertscheiden eingeschlossen. Sie können einzeln oder in Mehrzahl in solchen Scheiden stecken. Die Scheiden gehen aus den äusseren Membranschichten der Fäden hervor, wo diese Schichten verflüssigt werden, fehlen die Scheiden. Die Fäden sind durch quere Scheidewände in lauter gleichartige, kurze Zellen getheilt. Die Scheidewände lassen sich bei vielen Arten sehr leicht, bei

andern sehr schwer sehen. Diese Verschiedenheit ausgenommen herrscht im Bau dieser Organismen grosse Uebereinstimmung. Der Inhalt der Zellen ist, wenn überhaupt, in seiner ganzen Masse gefärbt; er lässt keinen Zellkern, wohl aber zahlreiche kleine Körner in seinem Innern erkennen. Die Körner sind entweder durch den ganzen Zellinhalt gleichmässig vertheilt, oder vornehmlich an den Scheidewänden angesammelt. Sie werden bei Anwendung von 1 % Chromsäure deutlicher und treten dunkler gefärbt hervor, wenn man die mit 1 % Chromsäure oder mit concentrirter Pikrinsäure fixirten Fäden mit Hämatoxylin tingirt. — Es ist gleichgültig, welche Art zur Untersuchung gewählt wird, doch geben wir einer dickeren, mit deutlicheren Scheidewänden versehenen Form den Vorzug. Eine solche ist beispielsweise die Oscillaria princeps Vauch., die blaugrüne, schwarzgrüne, auch olivenfarbene Lager bildet (Fig. 125 *A*). Die Fäden erreichen bedeutende Länge und eine Dicke von 0,0015 bis 0,003 *mm.*, unter Umständen auch wohl darüber. Diese Maasse gewinnen wir nach der uns bereits bekannten Methode (vergl. p. 50), indem wir das Object mit der Camera möglich genau copiren, mit gewöhnlichem Maassstab messen und in die gewonnenen Zahlen mit der uns für genau die nämliche Entfernung bekannten Vergrösserung des Bildes dividiren. Wir können übrigens, wenn wir wollen, diese Bestimmung noch vereinfachen, wenn wir nämlich für jede an unserem Instrument mögliche Combination von Objectiven und Ocularen uns einen besonderen Maasstab construiren. Wir benutzen hierzu unser Objectiv-Mikrometer, dessen Theilstriche wir uns mit der Camera in ganz derselben Entfernung, in der wir immer zeichnen, entwerfen und die wir uns, je nach der Stärke der Vergrösserung, in 0,1, 0,01 oder 0,001 *mm.*, ja selbst in noch kleinere Unterabtheilungen zerlegen. Diesen Maassstab führen wir auf möglichst transparentem Durchpauspapier aus und brauchen ihn dann nur auf eine bei derselben Vergrösserung ausgeführte Zeichnung zu legen, um die Maasse derselben direct abzulesen. — Eingeschaltet mag übrigens an dieser Stelle noch werden, dass die Vergrösserung unserer Zeichnung nicht genau derjenigen entspricht, die kurzweg als „Vergrösserung des Mikroskops“ angegeben wird; wollten wir diese für die verschiedenen Combinationen von Objectiven und Ocularen an



Fig. 125. *A* Oscillaria princeps, *B* Oscillaria Froelichii. *a* Fadenenden; *b* Stücke aus den inneren Theilen des Fadens; bei *B*, *b* die Körnchen an den Scheidewänden angesammelt; in *A*, *c* ist eine abgestorbene Zelle zwischen den lebenden zu sehen. Vergr. 540.

unserm Instrument erfahren, so müssten wir das Bild in dem conventionellen Abstand von 250 *mm.* entwerfen, das heisst, es dürfte der Abstand der Zeichenfläche vom Augenpunkt des Mikroskops, gemessen auf dem gebrochenen Wege, den die Reflection in der Camera ergiebt, genau 250 *mm.* betragen.

Die von uns untersuchten Oscillaria-Fäden zeigen sich an ihren Enden, soweit diese nicht etwa erst kürzlich durch Zerfall eines Fadens neu entstanden sind, etwas verjüngt; die Endzelle frei abgerundet (Fig. 125 *Aa*); das ganze Ende meist ein wenig gekrümmt. Dem Inhalt sind kleine Körnchen gleichmässig eingestreut und werden besonders deutlich nach Zusatz von 1 % Chromsäure (*Ab*). Bei dieser Art ist kaum eine Ansammlung von Körnchen an den Scheidewänden zu finden, wohl aber häufig bei einer andern Art, der man öfters mit der ersteren zugleich begegnen wird, bei der um die Hälfte dünneren Oscillaria Froelichii Kg. Diese bildet stahlblaue, grüne bis olivenfarbene Lager, manche Formen zeigen unter dem Mikroskop rein braunen Inhalt. Das Ende des Fadens ist kaum verjüngt (*Ba*); die Körnchen entweder gleichmässig vertheilt (*Ba*) oder, wie schon erwähnt, an den Scheidewänden besonders angesammelt (*Bb*). Die Fäden zerfallen leicht in Abschnitte und zwar einfach dadurch, dass sich zwei aufeinander folgende Zellen gegen einander abrunden und von einander trennen. Die äussere Wandung reisst an dieser oder einer nah benachbarten Stelle und die Fadenstücke rücken auseinander. Hin und wieder befreien sich auch die so gebildeten Theilstücke völlig von der äusseren Membran und kriechen aus derselben, sie als Scheide zurücklassend, hervor. Die Trennung eines Fadens in Abschnitte wird öfters veranlasst durch das Absterben einzelner Zellen im Faden, resp. selbst grösserer Zellcomplexe. Wo, wie dies gewöhnlich der Fall, nur eine Zelle abstirbt, bildet sie eine, in derselben Farbe wie der übrige Faden tingirte, doch stärker lichtbrechende Scheibe innerhalb desselben (*Ac*). Gegen diese Scheibe wölben sich die angrenzenden Zellen vor, die Scheibe wird schliesslich zu einer biconcaven Linse. Nach der an dieser Stelle erfolgten Trennung, bleibt die Scheibe meist an dem einen Fadenende haften, um jedoch alsbald von demselben abgestossen zu werden. Weniger charakteristisch ist die Trennung bei Absterben grösserer Zellcomplexe. Neu entstandene Enden an den Fäden verjüngen und runden sich erst in Folge weiterer Entwicklung ab. Die Fäden wachsen kräftig an der Spitze, aber auch intercalar in ihrer ganzen Länge, wie wir denn aus der verschiedenen Schärfe der Scheidewände auf ihr verschiedenes Alter schliessen können.

Sehr interessant sind die Bewegungserscheinungen, die uns gleich bei Beginn unserer Untersuchung an den Oscillarien auffallen mussten. Namentlich an den dickeren Formen mit etwas gekrümmter Spitze und deutlichen Körnern, werden wir, bei hinreichend starker Vergrösserung, die Erscheinung richtig beurtheilen können. Wir constatiren dann nämlich, dass mit der Bewegung der Fäden eine langsame

Drehung um ihre Axe verbunden ist. Gleichzeitig führt der Faden unregelmässige Krümmungen, „Nutationen", aus, die der Ausdruck gegebener Unterschiede in der Intensität des Wachsthums an seinen verschiedenen Seiten sind. Diese Krümmungen spielen sich meist langsam ab, können aber auch zu heftigen Bewegungen Anlass geben, wenn nämlich die Krümmung durch einen Widerstand verhindert und nach Ueberwindung desselben die Spannung plötzlich ausgeglichen wird. Die Oscillaria-Fäden bewegen sich bald vorwärts, bald rückwärts. Die Bewegungen können nur dann ausgeführt werden, wenn der Faden an einem anderen Gegenstande einen Stützpunkt findet. Ganz gerade Fäden bewegen sich wie die gekrümmten, bei letzteren ist aber die Erscheinung besonders auffallend und ohne weiteres sichtbar, während wir an geraden Fäden die einzelnen Körnchen der Oberfläche fixiren müssen, um eine Drehung um die Axe zu constatiren. Besonders schön ist das Verhalten einer als Spirulina Jenneri Kg. bezeichneten Form, die den korkzieherartig gedrehten Zustand einer lebhaft blassgrünen Oscillarie vorstellt. Man begegnet dieser Form nicht selten an denselben Standorten, an denen man die anderen geraden Oscillarien trifft. Die Drehung der ganzen Schraube um ihre Axe sehen wir schon bei ganz schwacher Vergrösserung. Vielfach haben sich die Fäden ihrer ganzen Länge nach in einander gewunden, oder es hat auch ein Faden sich so stark gekrümmt, dass seine beiden Enden sich in einander drehen konnten. — Die Ursache der Bewegung ist noch nicht sicher gestellt; neuerdings wurde behauptet, dass sie auf Protoplasmafortsätzen beruhe, welche durch die Membran nach aussen treten.[12])

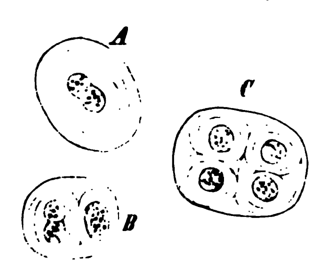


Fig. 126. Gloeocapsa polydermatica. Bei *A* zu Beginn der Theilung, in *B* links kurz nach der Theilung. Vergr. 540.

In dieselbe Klasse von Organismen wie die Nostocaceen und Oscillarien gehören die noch einfacher gebauten Chroococcaceen, die wir an einer der vielverbreiteten Gloecapsa-Arten studiren wollen. Wir wählen die auf feuchten Mauern oder Felsen wachsende Gloeocapsa polydermatica (Fig. 126), kenntlich an ihrem schmutziggrünen bis olivengrünen, gallertigen Lager und den festen, deutlich und wiederholt geschichteten Gallerthüllen. Eine andere Art mit weniger schön geschichteter Gallerthülle thut denselben Dienst. Bei allen finden wir in den Gallerthüllen gleichmässig tingirte, mehr oder weniger deutlich körnige, zellkernlose Zellen. Durch diese Eigenschaften ihres Zellleibes unterscheiden sich die Chroococcaceen jederzeit von den, in manchen Formen ihnen äusserlich sehr ähnlichen Protococcaceen und vornehmlich Palmellaceen, denn diese haben jederzeit einen Zellkern und vom übrigen Zellplasma gesonderte Chromatophoren. — Bei Gloeocapsa polydermatica sind die kurz zuvor durch Theilung

gebildeten Zellkörper fast kugelrund (Fig. 126, *C*). Hierauf beginnen sie in die Länge zu wachsen und werden ellipsoidisch. Dann zeigen sie eine schwache bisquitförmige Einschnürung (*A*) in mittlerer Länge, worauf eine zarte Scheidewand an dieser Stelle sichtbar wird. Die Tochterzellen runden sich nun gegen einander ab und werden durch Quellung der sie trennenden Wandung und hierauf erzeugter Verdickungsschichten auseinander gedrückt. Indem immer neue Gallertschichten im Innern entstehen, werden die älteren gedehnt, endlich gesprengt und abgeworfen.[13]) Eine grosse Anzahl von Generationen ist somit zu einer gemeinsamen Zellfamilie durch die Gallerthüllen verbunden. Durch Sprengung der äusseren Hüllen zerfallen die Familien. Seltener findet man einzelne für sich bestehende Zellen und zwar dann meist von einer grossen Anzahl Zellschichten umgeben (Fig. *A*). Es unterblieb in solchen Fällen die Zelltheilung, nicht die Verdickung. Ueberhaupt werden wir bei aufmerksamer Betrachtung constatiren können, dass die Zahl der sich durch starke Lichtbrechung in einer Familie markirenden Schichten der Zahl der in dem Gewebe eingeschlossenen Zellgenerationen sehr oft nicht entspricht. Meist, so stellen wir fest, folgt die Bildung je einer lichtbrechenden Membranschicht auf einen Theilungsschritt und wird bis zum nächsten Theilungsschritt nicht wiederholt; doch nicht selten werden auch zwei und mehr solche Schichten zwischen zwei Theilungsschritten erzeugt.[14]) Je nachdem eine stark lichtbrechende oder eine schwach lichtbrechende Schicht in Bildung ist, grenzt diese oder jene an den Zellkörper. Die Theilung der Zellen erfolgt vorwiegend in sich rechtwinklig schneidenden Ebenen. Die Körnchen im Inhalt der Zellen sieht man bei starker Vergrösserung, auch ohne Zuhülfenahme von Reagentien; einzelne Körner zeichnen sich oft durch bedeutende Grösse aus. Fixiren wir die Objecte und tingiren sie mit Hämatoxylin, so färben sich die Körner wie sonst Kernsubstanz.[15])

Wir haben somit gefunden, dass bei Nostocaceen, Oscillarien und Chroococcaceen der Zellinhalt sich abweichend von demjenigen aller übrigen bisher betrachteten Pflanzen verhält. Während uns dort die Sonderung des Protoplasma in Zellplasma, Zellkern und Chromatophoren entgegentrat, finden wir hier alle diese Elemente des Zellleibes zu einer gemeinsamen Substanz vereinigt.[16]) Doch schien uns, dass in den Körnern dieses Protoplasma eine kernverwandte Substanz vertreten sei, in der Art etwa, wie sie uns sonst im Innern abgegrenzter Zellkerne entgegentrat. Ihrer Färbung wegen, die stets von dem reinen Grün der übrigen Pflanzen abweicht, hat man diese Pflanzen als Phycochromaceen oder Cyanophyceen zusammengefasst. Die geringe Höhe der Organisation verräth sich bei diesen Organismen auch durch den Mangel der geschlechtlichen Vermehrung; eine Art der ungeschlechtlichen Vermehrung ist aber, oft neben andern ungeschlechtlichen Vermehrungsarten, ihnen allen eigen, nämlich diejenige durch vegetative Zweitheilung, daher man diese Organismen als Spaltalgen, Schizophyceen bezeichnet hat.[17]) —

Neuerdings angestellte Untersuchungen[18]) ergaben, dass fadenartige Schizophyceen im Stande sind, in kugelige, von gallertartigen Hüllen umgebene Zellen zu zerfallen, das heisst, der Gloeocapsa ähnliche, chroococcaceenartige Zustände anzutreten. Ein entsprechendes Verhalten fanden wir bereits unter den grünen Algen der Protococcaceen vor und stellten daher die Frage, ob Protococcus viridis als selbständige Art aufzufassen sei. Diese Frage wiederholt sich somit bei den Chroococcaceen, die vielleicht alle nur Entwicklungsstadien fadenartiger Spaltalgen sind.

Es ist bei diesen kleinen Organismen nicht eben leicht, entwicklungsgeschichtliche Studien zu betreiben und mit einer Sicherheit, die alle Fehlerquellen ausschliesst, zu constatiren, dass gewisse Zustände aus einander hervorgegangen sind. Mit Vortheil bedient man sich nun bei Spaltalgen zu solchem Zwecke bestimmter Fangapparate.[19]) Die fadenförmigen Spaltalgen kriechen gern in abgestorbene Zellen von Wasserpflanzen, wie besonders der Lemnen und Utricularien, ebenso auch in die Gehäuse von Protozoen (Arcellen, Difflugien) und Krebsen (Cypris). Meist kriecht nur ein Faden ein, der sich entweder spiralig einrollt, oder unregelmässig krümmt; nur in die grösseren Cypris-Schalen können mehrere einwandern. An so gefangenen Fäden lassen sich entwicklungsgeschichtliche Veränderungen mit Ausschluss von Fehlerquellen verfolgen. Man stellt sich zunächst eine ganz reine Cultur der bestimmten Spaltalge her. Zu diesem Zwecke benutzt man die Eigenschaft der Spaltalgen an den Wandungen der Gefässe eine Strecke weit über das Niveau des Wassers emporzukriechen. Schöpft man dann das Material aus jener Gegend, so ist man ziemlich sicher die Spaltalge rein zu erhalten. Dieses wahrscheinlich reine Material überträgt man in Gefässe, die ausgekochtes Brunnen- oder Sumpfwasser, eventuell entsprechende Nährstofflösungen, enthalten. Die vorerwähnten Fangapparate, die im stehenden oder fliessenden Wasser überall anzutreffen sind, setzt man der Culturflüssigkeit hinzu.[20]) Die Gehäuse der Protozoen und der mikroskopischen Krebse, um die es sich hierbei handelt, vertragen durchaus das Auskochen, so dass sie auf diese Weise zuvor von allen anhängenden Keimen befreit werden können.

Wir fassen schliesslich noch aus der Gruppe der kleinsten Organismen, der Bacterien,[21]) einige Formen ins Auge, um uns über die dort herrschenden Gestaltungsverhältnisse zu orientiren. Es soll uns zunächst nicht darauf ankommen, eine bestimmte Species zu untersuchen, wir wollen es vielmehr dem Zufall anheimstellen, welche Form er uns in die Hände spielt. Wir kochen einige grüne Blätter, etwa Salatblätter, in einem Kochbecher auf und lassen denselben offen, bei relativ hoher Zimmertemperatur stehen. Zugleich vertheilen wir gekochte Möhren-, Kohlrüben- und Kartoffelscheibchen auf Uhrgläser oder Objectträger und stellen sie hier und dort in warmen, mässig feuchten Orten zum Theil frei, zum Theil unter Glasglocken auf. Auf dem Blätterdecoct dürfte sich nach wenigen Tagen eine Haut gebildet haben, die wir als Kahmhaut bezeichnen. Auf den verschiedenen Gemüsescheibchen

sehen wir kleine weissliche, seltener gefärbte Gallertmassen auftreten. Bringen wir von solcher Gallertmasse eine Spur in den Wassertropfen des Objectträgers und untersuchen bei möglichst starker Vergrösserung, so finden wir eine Unzahl äusserst kleiner, fast punktförmig erscheinender Körperchen in der Gallerte eingebettet. Diese Körperchen verrathen eine perlschnurförmige Aneinanderreihung; man sieht sie auch einzeln oder in Paaren, oder auch in grösserer Zahl zu Fäden vereinigt. Wir haben es mit der in Gallerte eingelagerten Coccen-Form irgend eines Bacteriums zu thun. Solche in Gallerte eingebettete Bacterienmassen werden als Zoogloea bezeichnet. Die Gallerte geht aus den gequollenen Membranen der Bacterien hervor, welche Membranen bei den Fäulniss-Bacterien aus einer eigenthümlichen Eiweisssubstanz, dem Mycoproteïn, bei den Fäulniss nicht erregenden Bacterien aus Cellulose bestehen. — Wir benutzen die Eigenschaft der Bacterien, gewisse Anilin- und Azofarbstoffe begierig aufzunehmen, um sie zu färben. Wir brauchen zu diesem Zwecke nur ein wenig Methylviolett, Gentianaviolett, Methylenblau, Fuchsin oder Vesuvin dem Präparate beizufügen. Hämatoxylin färbt gleichzeitig die Gallerte und wir wenden diesen Farbstoff daher an, um auch letztere hervortreten zu lassen. Wir wollen uns hier zunächst an Gentianaviolett halten, das ausserordentlich rasch und intensiv die Bacterien tingirt. Dann sehen wir die Bacterien sehr deutlich und können uns auch ein Urtheil über die Art ihrer Vermehrung, die augenscheinlich durch fortgesetzte Zweitheilung erfolgt, bilden. Diese Vermehrung im Gegensatz zur Sprossung der Hefe hat den Bacterien den Namen „Spaltpilze" verschafft. — Es ist denkbar, dass uns die in Untersuchung genommene Gallerte nicht runde Coccen, sondern Stäbchen vorgeführt hat (vergl. die Fig. 128 *A* weiter im Text). In den Stäbchen ist eine Zusammensetzung aus kürzeren Gliedern nachzuweisen, dieselbe tritt besonders deutlich hervor, wenn wir eine Jodlösung dem Präparate zusetzen. Die Glieder erscheinen nunmehr viel kürzer, als wir sie im frischen Zustande gesehen; es werden jetzt eben auch solche Scheidewände markirt, die zuvor unsichtbar waren.

Wie schon erwähnt, werden vornehmlich Methylviolett, Gentianaviolett, Methylenblau, Fuchsin und Vesuvin zum Färben der Bacterien benutzt. Diese Farbstoffe sind am besten in wässrigen Lösungen, die frisch dargestellt oder mindestens frisch filtrirt sein müssen, anzuwenden. Man hält zu diesem Zweck gesättigte, alcoholische Lösungen dieser Farbstoffe bereit und setzt sie dann tropfenweise grösseren Mengen destillirten Wassers hinzu. Nur Vesuvin muss, da es sich in Alcohol verändert, in wässriger Lösung gehalten, dann aber auch vor jeder Benutzung filtrirt werden. Die in einem flüssigen Medium befindlichen Bacterien bereitet man in möglichst dünner Schicht auf dem Deckglase aus und lässt sie bei Zimmertemperatur eintrocknen. Enthält die Flüssigkeit Eiweisskörper oder Schleim, so müssen diese, nach völligem Austrocknen des Präparats, noch fixirt werden, was durch mehrtägiges Einlegen des Deckglases in absoluten Alcohol, oder ein-

facher noch, durch höhere Temperatur, zu erreichen ist. Man lässt zu letzterem Zwecke das Deckglas einige Mal ziemlich rasch eine Gas- oder Spiritusflamme passiren, wobei die mit Bacterien bedeckte Fläche nach oben gekehrt sein muss. Man tingirt, indem man, über das in dieser oder jener Weise vorbereitete Deckglas, welches aber für alle Fälle trocken sein muss, einen Tropfen Farbstoff ausbreitet und ihn 5 bis 10 Minuten einwirken lässt. Oder man färbt in einer Schale, die eine grössere Menge des Farbstoffes enthält, auf welchem man das Deckglas 10 bis 30 Minuten schwimmen lässt. Erwärmen der Flüssigkeit auf 30 bis 60° C. beschleunigt die Operation. Nach vollzogener Tinction wird das Deckglas in destillirtem Wasser abgespült, bei Zimmertemperatur getrocknet, ein Tropfen Terpentinöl, Xylol oder Cedernöl demselben aufgetragen und so die Untersuchung vorgenommes. Soll das Präparat dauernd aufbewahrt werden, so entfernt man das Oel mit Fliesspapier und bettet in Dammarlack oder Canadabalsam, die aber in Terpentin, nicht in Chloroform, gelöst sein müssen, ein.

Liegt eine grössere Bacterien-Form zur Untersuchung vor, so können wir uns auch über den Inhalt der Zellen orientiren. Derselbe erscheint als homogenes Plasma, das als Mycoproteïn bestimmt worden ist, dem feinere oder gröbere Körnchen, die wahrscheinlich aus Fett bestehen, eingebettet sein können. Zellkerne sind auch bei den grössten Formen nicht nachzuweisen.

Nicht selten wird es vorkommen, dass die in der Gallerte eingeschlossenen Bacterien in den Flüssigkeitstropfen des Objectträgers ausschwärmen, wir sehen sie in tanzender Bewegung sich nach verschiedenen Richtungen hin bewegen.

Sind die in Bewegung befindlichen Bacterien nicht allzu klein, so versuchen wir es die Cilien an denselben nachzuweisen[22]); denn Cilien haben alle in Bewegung befindlichen Bacterien (vergl. die Figur 128 *B*, weiter im Text). Zu diesem Zwecke lassen wir die schwärmerhaltige Flüssigkeit auf dem Deckglase eintrocknen. Auch die Schwärmer haften vermittels ihrer Gallerthülle, die keinen, auch den schwärmenden Bacterien, nicht fehlt, auf dem Deckglase. Wir tingiren sie hierauf in der schon besprochenen Weise. So dargestellte Präparate sind zur photographischen Wiedergabe der Bacterien benutzt worden und in der That bietet hier das Photogramm manche Vortheile und lässt die Cilien deutlicher hervortreten, als sie sich sonst während der Beobachtung unserem Auge zeigen. Es hängt dies mit dem Umstande zusammen, dass im Photogramm noch Strahlen zur Wirkung kommen für die unser Auge unempfindlich ist. Die mit Vesuvin tingirten Präparate sind für die photographische Wiedergabe besonders geeignet.[23]) — Es muss uns auffallen, dass in den Präparaten, welche die Bacterienschwärmer enthalten, alsbald die Bewegung unter dem Deckglas aufhört.[24]) Am längsten dauert dieselbe um einzelne im Präparat eingeschlossene Luftblasen und an den Rändern des Deckglases. An letztere hat sich alsbald eine dicke Schicht von Schwärmern angesammelt, die auch hier den Luftzutritt abschneidet. So kommen schliesslich alle Schwärmer zur Ruhe. Haben wir aber bei Herstellung des Präparats einen grünen Algenfaden in den Tropfen gethan, so dauert um diesen, so lange er vom Licht getroffen wird, die Bewegung der Bacterien

an. Sie sammeln sich in grosser Zahl um den Faden, und wenn derselbe nur an bestimmten Stellen Chromatophoren führt, so werden diese von den Bacterien aufgesucht. Es wirkt hier der von den Chromatophoren ausgeschiedene Sauerstoff als Reizmittel, das die Bewegung der Bacterien veranlasst und die Bewegungsrichtung derselben bestimmt.[25]) Die sich ansammelnden Bacterien folgen beispielsweise bei Spirogyra dem grünen Bande. Wird das Präparat verdunkelt, so hört die Bewegung auch um die grünen Zellen auf; sie tritt momentan wieder ein, wenn diese Zellen vom Lichte getroffen werden, somit zu assimiliren und Sauerstoff auszuscheiden beginnen. Es lassen sich daher die Schwärmzustände der Bacterien als ein sehr empfindliches Reagens auf Sauerstoff benutzen und man hat dieselben verwerthet, um die Stärke der Kohlenstoffassimilation in den verschiedenen Theilen des Spectrums zu messen. Zu diesem Zwecke hat ein von Zeiss (Catalog 1883 Nr. 85, Preis 124 M.) angefertigter Mikrospectralapparat gedient, der es ermöglicht, ein mikroskopisch kleines Spectrum in der Ebene des Objecttisches zu entwerfen. Dieses Mikrospectralobjectiv wird unterhalb des Mikroskoptisches concentrisch mit der Axe des Mikroskops eingesetzt und projicirt ein reelles Spectrum auf das zu beobachtende Präparat. Die Weite der Spalte wird durch eine Schraube regulirt, wobei die Mitte der Spalte nicht verschoben wird und die getheilte Trommel der Schraube die Spaltbreit ein Hundertstel Millimeter angiebt. Auch die Länge der Spalte ist durch Schrauben zu begrenzen. Zur Projection des Spectrums dienen die gewöhnlichen Objective, welche schwächer oder stärker zur Anwendung kommen können. Der Apparat ist nur an den grössten Stativen anzubringen.[26]) — Wird nun ein Algenfaden, der sehr gleichmässig vertheilte Chromatophoren zeigt, mit seiner Längsaxe quer zur Richtung der Frauenhofer'schen Linien über das Spectrum gelegt, so kann man nach den Orten und der Stärke der Ansammlung schwärmender Bacterien, ein Maass für die Energie der Kohlenstoffassimilation in den verschiedenen Theilen des Spectrums gewinnen.

In der Kahmhaut, die sich auf der Oberfläche des Blätterdecoctes gebildet hat (vergl. Fig. 128 *A* weiter im Text), liegt uns ebenfalls eine Form der Zoogloea vor. Auch in der Kahmhaut werden nämlich die Zellreihen durch Gallerte zu einer flächenartig entwickelten Haut zusammengehalten. Diese zeigt sich von feinen, wellig gekrümmten, einander streckenweise parallelen, aus Coccen oder wie gewöhnlich aus Stäbchen gebildeten Fäden durchzogen. Die Gliederung zu Coccen oder Stäbchen ist wieder nach Zusatz von Jodlösung besonders deutlich. Aus solcher Cultur geschöpftes Material wird uns oft schwärmende Entwicklungszustände vorführen. — Gewisse Bacterien scheiden ein Ferment ab, welches Cellulose und Stärke löst, sie nehmen auch die gelöste Stärke in ihrem Körper auf und es kann dann vorkommen, dass sie nach Zusatz von Jodlösung sich blau färben.

Untersuchen wir die Kahmhaut solcher Blattdecocte, die schon einige Zeit stehen, so werden wir eventuell die Stäbchen oder Fäden in Sporenbildung begriffen finden (Fig. 128 *C* weiter im

Text). Da hat sich der Inhalt der Stäbchen auf eine oder mehrere Punkte zusammengezogen und rundliche bis ellipsoidische, stark lichtbrechende Gebilde erzeugt, die wie dunklere Körner erscheinen und Dauersporen repräsentiren. Diese bleiben erhalten, während die entleerten Membranen der Stäbchen schliesslich zu Grunde gehen. In Material aus anderen Culturen werden wir eben so häufig Stäbchen finden, welche in ihrem einen Ende eine einzige Dauerspore bildeten und hierdurch das Aussehen einer Stecknadel oder Kaulquappe erhielten. Solche Formen sind beispielsweise dem sehr verbreiteten Buttersäurepilz (Clostridium butyricum) eigen.

Wir wollen die nunmehr gesammelten Erfahrungen verwerthen, um eine bestimmte, äusserst kleine Coccen-Art ausfindig zu machen und zwar den Micrococcus Vaccinae Cohn, die Kugelbacterien der Pockenlymphe.[27]) Bringen wir etwas frische Pockenlymphe auf ein Deckglas, lassen sie eintrocknen und tingiren hierauf mit Gentianaviolett, so wird es uns möglich sein kleine runde, dunkel gefärbte, einzeln oder paarweise verbundene, auch bei starker Vergrösserung noch punktförmige Coccen zu unterscheiden. Frische Lymphe unter Deckglas und vor Verdunstung geschützt, einige Stunden bei hoher Zimmertemperatur oder besser noch bei 36° C. im Wärmeschrank gelassen, zeigt kürzere oder längere rosenkranzförmige Fäden, respective nach längerer Zeit ganze Coccenhaufen. Solche Haufen bekommt man sofort in solcher Lymphe zu sehen, die in Glascapillaren aufbewahrt wurde und wo diese Haufen als kleine Flocken schon dem blosen Auge sichtbar sind. Diese Coccen sind es, die durch Impfung in den menschlichen Körper eingeführt werden, sich dort vermehren, die sogenannten Kuhpocken hervorrufen und aus unbekannten Gründen den Körper immun gegen Menschenpocken machen. —

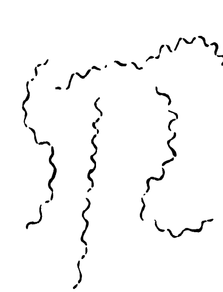


Fig. 127. Spirochaete plicatilis, zum Theil nach Anilinfärbung die Gliederung in Stäbchen zeigend. Vergr. 540.

Stehen uns im Wasser faulende Algen, vornehmlich Spirogyren und Vaucherien zur Verfügung, so schöpfen wir jetzt von dieser Flüssigkeit und finden ziemlich sicher in derselben bewegliche, äusserst dünne Schrauben (Fig. 127.) Diese korkzieherförmig gewundenen, flexilen Fäden bewegen sich rasch im Wasser. Sie drehen sich um ihre Axe und krümmen sich gleichzeitig hin und her. Einzelne stehen plötzlich still, dann eilen sie wieder weiter. Die unter solchen Umständen aufgefundenen Schrauben dürften aller Wahrscheinlichkeit nach zu Spirochaete plicatilis, der Sumpf-Spirochaete gehören. Lässt man diese Spirochaeten eintrocknen und färbt sie hierauf, so sieht man dass sie nicht einzellig sind, sondern aus aufeinanderfolgenden Gliedern bestehen; die Cilien sind aber zu fein um nachgewiesen werden zu können.

An denselben faulenden Algen, oder an Theilen sonstiger faulender Wasserpflanzen, oder an anderen entsprechenden Substraten, sieht man häufig angewachsene feine Fäden die zur Beggiatoa alba (Vauch.) gehören.[28]) Besonders verbreitet sind diese Bacterien im Wasser, das Abfälle von

Fabriken aufnimmt, und in Schwefelthermen. Sie überziehen dort oft mit einer schmutzig-weissen Decke die Schlammmassen des Bodens. Sie gehören zu den grössten Bacterien und können schon bei relativ schwacher Vergrösserung unterschieden werden. Die Fäden haben wechselnde Dicke (von 0,001—0,005 *mm.*), sind angewachsen oder auch frei, die freien aber nur Theile der angewachsenen. Eine Gliederung der Fäden in kürzere oder längere Stäbchen ist mehr oder weniger deutlich; der Inhalt der Zellen ist meist durch eine grössere oder geringere Anzahl stark lichtbrechender Körner ausgezeichnet. Lassen wir das Präparat eintrocknen und fügen Schwefelkohlenstoff hinein, so werden die Körnchen gelöst; sie bestehen aus Schwefel. Bei sehr schwefelreichen Fäden ist die Gliederung ganz undeutlich und tritt erst nach Anilintinction, eventuell nach dem Erhitzen in Glycerin oder schwefligsaurem Natron hervor. Durch das Glycerin werden die Körnchen zum Theil, durch das schwefligsaure Natron vollständig gelöst. Die Fäden können durch fortgesetzte Quertheilung in Coccen zerfallen und es ist beobachtet worden, dass bei dickern Fäden sogar eine senkrechte Theilung der Zellen in Quadranten auf diese Quertheilung folgen kann. Auch schwärmende Coccen, Stäbchen und Schrauben sind als Entwicklungszustände bei Beggiatoa beobachtet worden. Die festsitzenden Fäden können in ihrem oberen Theile schraubenförmig gekrümmt sein. Die geraden wie die schraubigen Fadenfragmente der Fäden sind flexil und führen kriechende Bewegungen aus. — Die Beggiatoen zerlegen die Schwefelverbindungen, der von ihnen bewohnten Gewässer sie veranlassen so, eine mehr oder weniger reichliche Entbindung von Schwefelwasserstoff.

Der neuerdings[29]) als Ursache der Tuberculose im Sputum der Phthisiker erkannte Bacillus tuberculosis ist stets unbeweglich, sehr klein, etwas an den Enden zugeschärft, hin und wieder mit 4 bis 6 Körnern, die als Sporen angesehen werden, im Innern. Dieser Bacillus zeichnet sich durch ein besonderes Verhalten bei der Tinction aus, die es ermöglicht ihn von anderen Bacillen zu unterscheiden. Man breitet auf einem Deckglas die zu prüfende Substanz möglichst flach aus, und lässt sie bei Zimmertemperatur eintrocknen. Dann wird das vorhandene Eiweiss fixirt, indem man das Präparat drei bis vier Mal durch eine Spiritus- oder Gasflamme führt. Man sättigt hierauf mit Phenylamin, welches auch Anilinöl genannt wird, eine Wassermenge, indem man letztere mit einem Ueberschuss dieses Körpers schüttelt. Man filtrirt durch ein zuvor mit destillirtem Wasser angefeuchtetes Papier und setzt zu der Flüssigkeit tropfenweise eine gesättigte alcoholische Fuchsin- oder Methylviolett-Lösung hinzu, bis dass sie zu opalisiren anfängt. Man lässt nun das Deckglas einen Viertel- bis einen halben Tag, ohne Nachtheil auch länger, auf dieser Flüssigkeit schwimmen. Die Färbung gelingt am besten, wenn die Lösung bis auf 40 bis 50° C. erwärmt wird, die Einwirkung hat dann nur eine halbe bis eine ganze Stunde zu dauern. Hierauf wird das Deckglas auf einige Augenblicke in eine mit zwei Theilen Wasser (dem Volumen nach) verdünnte Salpetersäure gelegt. Diese entfärbt das ganze Präparat mit Ausnahme von Tuberkelbacillen wenn solche vorhanden sind.[30]) Zum Entfärben kann auch 30 % Salzsäure dienen, wobei die Einwirkung wenige

Minuten zu dauern hat. Das Präparat wird hierauf in Alcohol entwässert in Terpentinöl untersucht, hierauf eventuell das letztere mit Fliesspapier entfernt und nun in Dammarlack oder Canadabalsam ein Dauerpräparat hergestellt. So gefärbte Tuberkelbacillen sind schon bei 300facher Vergrösserung sichtbar. — Viele andere Methoden sind ausserdem noch zur Färbung der Tuberkelbacillen vorgeschlagen worden, von denen nur einige, die gewisse Vortheile gewähren, hier berührt werden sollen.[31]) Es werden 4 *gr.* Anilinöl in 24 *gr.* 40° Alcohol, der schwefelsaures Rosanilin oder Methylviolett *BBBBB* in Lösung hält, hinzugefügt. Die Lösung hierauf zur Hälfte mit destillirtem Wasser verdünnt. Die Flüssigkeit muss filtrirt werden und darf nicht zu lange stehen. Mit dieser Flüssigkeit werden die auf dem Deckglase befindlichen nach der vorigen Methode getrockneten Bacillen tingirt, dann das Präparat sehr sorgfältig in destillirtem Wasser ausgewaschen. Will man ausser den Bacillen auch die Grundsubstanz im Präparat färben, so behandelt man dasselbe hierauf, noch bevor das Deckglas abgetrocknet ist, mit wässrigem Anilinblau, oder mit Vesuvin, oder mit Grenacher'schem Carmin. Die Tuberkelbacillen unterscheiden sich dann scharf von etwa andern im Präparat gleichzeitig vorhandenen Bacterien.

Es lassen sich die Tuberkelbacillen auch mit Methylviolett allein tingiren, wenn man ihnen nur die nöthige Zeit hierzu lässt.[32]) Werden Schnitte mit absolutem Alcohol (resp. Chromsäure und dann abs. Alcohol) gehärteter Gewebe in eine Methylviolettlösung, die durch Eingiessen von 4 bis 5 Tropfen der concentrirten Lösung in ein kleines Uhrschälchen mit destillirtem Wasser gewonnen wurde, eingelegt, so färben sich nach 12 bis 24 Stunden bei Zimmertemperatur auch die etwa vorhandenen Tuberkelbacillen. Dasselbe geschieht in 10 bis 20 Minuten bei 50° C. Man wäscht hierauf die Schnitte mit destillirtem Wasser aus, legt sie auf 5 Minuten in absol. Alcohol, hierauf auf 15 bis 20 Minuten in eine 1% essigsaure Lösung von Bismarckbraun, dann wieder auf 5 Minuten in absol. Alcohol und bettet dann in Canadabalsam und Nelkenöl, wobei der Canadabalsam chloroformfrei sein muss. Die Tuberkelbacillen erscheinen als intensiv blau gefärbte Stäbchen auf braunem Grunde, andere Bacterien falls vorhanden, verlieren den blauen Farbstoff und nehmen mehr oder weniger ausgesprochen braune Färbung an. Viel schneller sind die Trockenpräparate auf Deckglas zu färben. Bei stärker gesättigter Methylviolettlösung bekommt man in 1/2 bis 1 Stunde, bei Zimmertemperatur ziemlich intensive Färbung. Man wäscht hierauf 1 Minute in alsol. Alcohol und lässt 5 Minuten eine concentrirte Bismarckbraunlösung einwirken; spült im Wasser, trocknet und bettet sie ein wie zuvor. Während die Tuberkelbacillen auch an eingetrockneten Deckglaspräparaten und bei concentrirter Methylviolettlösung erst nach 1/4 bis 1/2 Stunden sich leicht anfärben, werden alle übrigen Bacterien sofort intensiv tingirt.

Auch für andere in Flüssigkeiten befindliche Bacterien hat man Doppelfärbungen angewandt. Nach einer dieser Methoden[33]) wird die auf dem Deckglas ausgebreitete Flüssigkeit getrocknet und mit Osmiumsäure-Dämpfen, respective einer 0,5% Chromsäurelösung fixirt. Man wäscht hierauf mit destillirtem Wasser, und man tingirt meist eine halbe bis eine

Stunde lang mit 0,001 % Anilingrün. Dann wird wieder 24 bis 40 Minuten mit destillirtem, schwach angesäuertem Wasser gewaschen, um die Gewebs-Elemente zu entfärben. Nach abermaligem Waschen in destillirtem Wasser setzt man das Präparat einige Minuten lang einer schwachen Lösung von Pikrocarmin aus. Noch einmal wird gewaschen, das Präparat mit absolutem Alcohol oder einfach durch Eintrocknen entwässert, endlich wenn nöthig, mit Nelkenöl aufgehellt und in Canadabalsam eingeschlossen.

Um die Bacterien im Innern der Gewebe zu studiren, ist es am vortheilhaftesten, letztere durch einen mindestens ein- bis zweitägigen Aufenthalt in absolutem, oder doch wenigstens 90 bis 95° Alcohol zu härten Zur Färbung der Bacterien kommen auch hier die uns schon bekannten Farbstoffe in Betracht. Das Gewebe der mit Gentianaviolett oder Methylviolett tingirten Präparate wird in starkem, mit einer Spur Kalilauge versetzten Alcohol vollständig entfärbt, während die Bacterien die Farbe festhalten. Ein ähnlicher Effect lässt sich durch ein höchstens eine halbe Minute langes Einlegen der Präparate in Pikrinsäure erreichen, wobei das Gewebe zugleich gelbe Färbung annimmt. Nach Entfärbung der Gewebe in Alcohol, lassen sich letztere auch mit Jodgrün, Methylgrün, Eosin, Magdala, Säurefuchsin und anderen Farbstoffen, die von den Bacterien nicht aufgenommen werden, tingiren.[34]) Gute Doppelfärbungen sind auch mit Gentianaviolett und Pikrocarmin[35]) zu erreichen. — Instructive Färbungen erhält man weiter mit Safranin an Schnitten, die in Alcohol oder Chromsäure gehärtet waren. Es lässt sich hierbei ein doppeltes Verfahren anwenden.[36]) Man mischt zu gleichen Theilen eine concentrirte wässrige und concentrirte alcoholische Safraninlösung und lässt die Schnitte eine halbe Stunde in dieser liegen, wäscht hierauf die Schnitte ein wenig in Wasser, einige Minuten in absolutem Alcohol aus, überträgt dann in Terpentinöl und legt in Canadabalsam ein. Oder man färbt die Schnitte in einer wässrigen bei 60° C. dargestellten warm abfiltrirten übersättigten Lösung,[37]) in der feine krystallinische Theilchen suspendirt sind. Das Färben findet auf dem Uhrglas in einer geringen Menge der Lösung statt, die man einige Secunden lang erwärmt, bis dass sie klar geworden. Man lässt sie hierauf einige Minuten stehen, wäscht die Schnitte in Wasser und behandelt sie ebenso wie zuvor. Nach der ersten Methode sind vorwiegend nur die Bacterien im Schnitte gefärbt und zwar glänzend roth, nach der zweiten Methode erscheint das Gewebe rosaroth, die Bacterien leuchten braunroth gefärbt. Es färben sich am stärksten die Mikrococcen, grössere Bacillen schwächer, Tuberkel- und Leprabacillen bleiben ungefärbt. Gilt es die mit Anilinfarbe zugleich mit den Bacterien tingirten Gewebe zu entfärben, so geschieht es durch Einlegen der tingirten Präparate auf eine Stunde etwa, in absolutem Alcohol und hierauf auf eine halbe Stunde oder länger in Nelkenöl. Der Alcohol muss völlig säurefrei sein, weil sich sonst auch die Bacterien entfärben.

Schliesslich sei noch hinzugefügt, dass für das Aufsuchen von Bacterien in Geweben, nach vollzogener Tinction derselben, mit grossem Vortheil der Abbe'sche Beleuchtungs-Apparat sich verwenden lässt.[38]) Es wird nach Einstellung des Präparats das Diaphragma vollständig entfernt, so dass der

die ganze Objectivöffnung erfüllende Beleuchtungskegel zur Verwendung kommt. Dabei verschwinden die Abbildungen aller nicht gefärbten, nur durch Unterschiede in dem Brechungsvermögen unterscheidbaren Theile mehr oder weniger vollständig, während die gefärbten, Licht absorbirenden Körper sichtbar bleiben.

Wir wollen noch ein anderes Object ins Auge fassen, das Coccen, Stäbchen und Schrauben gleichzeitig vereinigt und auch die Fadenform zeigt. Es soll uns hierzu der weisse Beleg der Zähne dienen. Wird ein wenig im Wassertropfen vertheilt und bei möglichst starker Vergrösserung untersucht, so fallen uns lange, scheinbar ungegliederte Fäden, Stäbchen verschiedener Länge, schraubenförmige Spirochaeten und auch kleine zusammengedrängte Coccen auf. Neuerdings ist nun nachgewiesen worden,[39]) dass alle diese Formen als Entwicklungszustände zu demselben Spaltpilze, der Leptothrix buccalis Robin. gehören. Dieselbe lebt als Saprophyt auf der Schleimhaut und im Zahnbeleg, kann unter bestimmten Bedingungen aber auch zum Parasiten werden, dringt ins Zahngewebe ein und ruft die Zahncaries hervor. — Wird das Präparat mit Jodlösung behandelt, so zeigen sich die langen Fäden aus längeren oder kürzeren Stäbchen zusammengesetzt. Die zusammengeballten Coccen treten deutlich in ihren einzelnen Gliedern hervor. Letztere fehlen wohl nie, wenn es auch fraglich erscheint, ob sie immer zu Lepothrix selbst gehören.

Ueberhaupt haben die Untersuchungen der letzten Zeit festgestellt, dass die früher, ihrer äusseren Form nach als Micrococcus, Bacterium, Bacillus, Vibrio, Spirillum, Spirochaete u. s. w. unterschiedenen Gattungen und Arten[40]) in den Formenkreis einer und derselben Species gehören können.[41]) Hiernach gebraucht man heute diese Bezeichnung nur noch, um eine gegebene Entwicklungsform zu bezeichnen und nennt: Coccen, die kugeligen oder ellipsoidischen Gebilde, Stäbchen, Fäden und Schrauben die entsprechend gestalteten. Die kurzen Stäbchen werden als Bacterien von den langen Bacillen unterschieden. Die einfachen Fäden als Leptothrix von der pseudoverzweigten Cladothrix. Die Schrauben mit relativ bedeutendem Durchmesser der Windungen und grösserer Fadendicke, heissen Spirillen, oder, wenn sie Schwefelkörner führen, Ophidomonaden; Schrauben mit gestreckten Windungen, Vibrionen; sehr dünne Schrauben mit geringem Durchmesser und auch geringer Höhe der Windungen, Spirochaeten; bandartige, zugespitzte Schrauben, Spiromonaden; flexile Schrauben, deren beide Enden sich in einander zurückwinden, Spirulinen.[42])

Wie wir bei Betrachtung der Spaltalgen gesehen hatten, sind auch letztere durch eine ähnliche Mannigfaltigkeit der Gestaltung auf verschiedenen Entwicklungszuständen ausgezeichnet und der Vergleich der Bacterien mit jenen Spaltalgen führt in der That zu der Annahme einer nahen Verwandtschaft dieser Organismen. Wir haben auch bei den Spaltalgen Coccen, Stäbchen, Fäden und Schrau-

benformen kennen gelernt. Auch Bewegungserscheinungen traten uns dort entgegen und selbst in der Resistenzfähigkeit gegen hohe Temperaturen nähern sich die Spaltalgen den Spaltpilzen. Die ersten Pflanzen, die sich in heissen Quellen zeigen, sind Spaltalgen, freilich resistiren sie nicht so hohen Temperaturen wie die Sporen des Heupilzes, dessen Keimfähigkeit durch zeitweises Kochen nur erhöht zu werden scheint. — Auch in dem Bau ihres Zellleibes stimmen Spaltalgen und Spaltpilze überein, denn beide Gruppen entbehren der Zellkerne und der geformten Chromatophoren. Hierzu kommt noch die vegetative Vermehrung, die beiden Abtheilungen ihren Namen verlieh. Das Alles lässt uns die Spaltpilze als farblose, oder doch eines die Kohlenstoffassimilation ermöglichenden Farbstoffes entbehrende Abtheilung der Spaltalgen betrachten, die mit den Spaltalgen zu der Classe der Spaltpflanzen, Schizophyta, zusammenzufassen ist.

Nachdem wir uns so mit verschiedenen Entwicklungsformen der Bacterien bekannt gemacht haben, wollen wir jetzt auch die Culturmethoden, die bei Züchtung der Bacterien in Betracht kommen, kennen lernen, ein ganz bestimmtes Bacterium uns züchten und auch dessen ganze Entwicklung verfolgen. Wir übergiessen zu diesem Zwecke trockenes Heu[43]) mit möglichst wenig Brunnenwasser und lassen den Aufguss vier Stunden lang in einem Wärmeschrank bei der constanten Temperatur von 36° C. stehen. Hierauf giessen wir den Extract ab, ohne zu filtriren und verdünnen ihn, grösserer Sicherheit wegen, wenn er zu concentrirt sein sollte, bis zum specifischen Gewicht von 1,004. Hierauf bringen wir die Flüssigkeit in einen Kolben, der über 500 *ccm.* fasst, der Kolben wird oben mit Watte verstopft und hierauf die Flüssigkeit eine Stunde lang bei geringer Dampfentwicklung gekocht. Dann bleibt sie bei 36° C stehen. Nach Ablauf von ein bis anderthalb Tagen ist auf der Oberfläche der Flüssigkeit eine zarte, graue Haut, die **Kahmhaut** gebildet, sie besteht aus der Zoogloea von B a c t e r i u m s u b t i l e (Ehrb.), des Heupilzes oder Heubacteriums. Wir haben die Eigenschaft der Sporen dieses Bacteriums, selbst die Siedhitze längere Zeit auszuhalten, benutzt, um eine Reincultur desselben zu erlangen. Die Bacterien sind überhaupt durch ihre Resistenzfähigkeit gegen hohe Temperaturen ausgezeichnet, der Heupilz steht ihnen aber obenan. — Von der erhaltenen Kahmhaut übertragen wir nunmehr ein wenig mit entsprechender Flüssigkeitsmenge auf den Objectträger und untersuchen das Object mit den stärksten Vergrösserungen, die uns zur Verfügung stehen. Wir finden die Kahmhaut gebildet aus langen, gegliederten, wellig verlaufenden, parallel zu einander orientirten Fäden. Die Fäden verharren grösstentheils in ihrer Lage, weil sie durch eine, nicht sichtbare Gallerte zusammengehalten werden (Fig. 128 *A*). Die Fäden bestehen aus cylindrischen Stäbchen, die verschieden lang sind, im Allgemeinen aber zwei bis drei Mal so lang als breit. Die Substanz der Stäbchen erscheint homogen, ziemlich stark lichtbrechend, farblos. Selbst bei stärkster Vergrösserung ist eine anderweitige Structur nicht zu erkennen. Mit Chlorzinkjodlösung werden die Stäbchen ihrer ganzen Masse nach

braungelb gefärbt und treten nun sehr scharf hervor. Die Bilder sind schöner als die mit andern Jodlösungen erhaltenen. Dabei erscheinen die Glieder der Fäden im Allgemeinen kürzer als im frischen Zustande, weil jetzt alle Grenzen deutlich werden. Um die Stäbchen scharf hervortreten zu lassen, können wir sie nach der uns schon bekannten Methode mit Fuchsin, Methylviolett, Gentianaviolett oder Vesuvin färben und bewahren sie eventuell als Dauerpräparate in Canadabalsam oder Dammarlack auf. Mit Vortheil lässt sich auch Pikrinschwefelsäure oder Nigrosin-Pikrinsäure zum Fixiren und Tingiren der Präparate benützen.

Stellen wir einzelne Partieen einer übertragenen Kahmhaut bei etwa 1000-facher Vergrösserung ein, so können wir die Theilung der Stäbchen direct sehen.[44]) Am besten ist es, das betreffende Fadenstück mit Hülfe der Camera in kurzen Intervallen zu zeichnen und die eingetretenen Veränderungen an der Zeichnung zu controliren. Sind noch hinreichende Nähr-

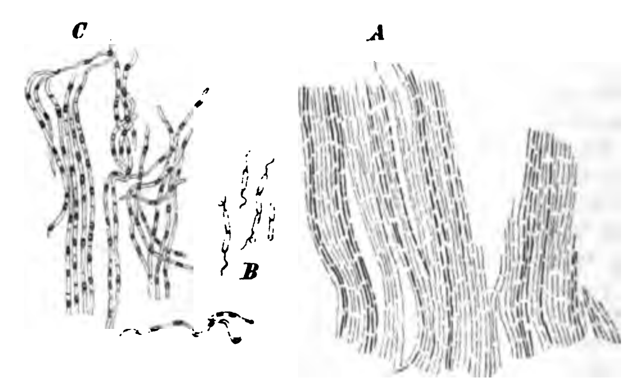


Fig. 128. Bacterium subtile. *A* Die Kahmhaut; *B* schwärmende Stäbchen; *C* die Sporenbildung. *A* 500, *C* 800, *B* 1000 Mal vergrössert.

stoffe in der Beobachtungsflüssigkeit vorhanden, so theilen sich die einzelnen Stäbchen alle halbe bis anderthalb Stunden. Je höher die Zimmertemperatur, um so schneller die Theilungen. Die Stäbchen nehmen an Länge zu, ohne dünner zu werden; haben sie aber ein bestimmtes Maass erreicht, so tritt in ihrer Mitte eine sich dunkel zeichnende Scheidewand auf, worauf die beiden Stäbchenhälften sich bald von einander trennen. Dieser Theilungsvorgang erklärt die Anordnung der Stäbchen und Fäden: er erklärt auch den welligen Verlauf der Fäden, die intercalar an allen Punkten wachsen und bei verhinderter Längsdehnung sich seitlich krümmen müssen. Aus diesem Grunde zeigt schliesslich die ganze Kahmhaut eine dem blossen Auge sichtbare Faltung. — Wir übertragen jetzt ein wenig Kahmhaut in eine feuchte Kammer, um sie in einem suspendirten Tropfen zu beobachten. Wir wollen uns hierzu der einfachst möglichen feuchten Kammer, nämlich eines kleinen Papprahmens bedienen. Aus mässig dicker Pappe wird ein solcher Papprahmen, dessen inneres Lumen etwas kleiner als dasjenige des zu benutzenden Deckglases ist, dessen äusserer Umriss nicht die Breite des Objectträgers übersteigt, geschnitten. Dieser

Rahmen wird in Wasser geworfen, wo er sich vollsaugt, und dann auf den Objectträger gelegt. Ein Deckglas erhält hierauf in der Mitte einen flach auszubreitenden Tropfen der Culturflüssigkeit, in welche das zu untersuchende Object übertragen wird. Das Deckglas dreht man mit rascher Wendung um und legt es, mit nach unten gekehrtem Tropfen, auf die Ränder des Papprahmens. Bleibt das Object in continuirlicher Beobachtung, so hat man von Zeit zu Zeit einige Wassertropfen dem Papprahmen hinzuzufügen, damit derselbe nicht austrockne. Unterbricht man die Beobachtung, so kann man das Präparat, so weit es nicht auf eine besonders fixirte Stelle desselben ankommt, auf dem Zinkgestell in der grösseren feuchten Kammer unterbringen, wo der Rahmen vor Verdunstung geschützt ist. — Sind nach etwa einem halben Tage oder früher die Nährstoffe des Tropfens erschöpft, so steht die vegetative Zweitheilung still und es beginnt alsbald die Sporenbildung. Nach Ablauf von sechs bis acht Stunden sind in den Fäden in wenig gleichmässigen Abständen, ellipsoidische, stark lichtbrechende Sporen vorhanden (Fig. 128 *C*). Die Fäden erscheinen im übrigen entleert, nur farblose Hüllen verbinden die Sporen. An einzelnen Stellen des Präparats findet man sicher die Sporen noch in Bildung. Sie zeigen sich als stärker das Licht brechende Substanzansammlungen in dem Verlauf jedes Stäbchens und zwar meist gegen dessen Mitte. Die Ansammlung wird immer stärker, während sich das Stäbchen entleert und schliesslich ist die Bildung der Spore vollendet. Lässt man die Cultur einige weitere Stunden stehen, so sind die Hüllen der Stäbchen undeutlich geworden und nach Ablauf eines Tages etwa, erscheinen die Sporen frei, auf den Grund des Tropfens gesunken. Mit Gentianaviolett werden sie sehr stark gefärbt, reagiren überhaupt auch mit andern färbenden Mitteln ebenso, nur noch intensiver wie die Stäbchen. — Die Sporen keimen sehr leicht, wenn sie in frische Nährstofflösung übertragen werden; langsam bei Zimmertemperatur, schneller bei 30° C. Am besten ist es, sie fünf Minuten lang zu kochen und langsam abzukühlen. Dann kann man schon nach zwei bis drei Stunden die Anfänge der Keimung sehen.[45]) Die Sporenmembran wird einseitig geöffnet, der Keimling beginnt hier hervorzutreten und streckt sich allmählich zum Stäbchen aus. Sein hinteres Ende bleibt in der Sporenhaut stecken. Es vergehen etwa zwölf Stunden, bis sich das Stäbchen zum ersten Mal theilt. In der Zwischenzeit dargestellte Präparate vereinigen meist alle Keimungsstadien. Meist sieht man die ausgekeimten Stäbchen sich alsbald in Bewegung setzen, sie treten in das Schwärmstadium ein. Ein solches schwärmendes Stäbchen führt an seinem hinteren Ende die Sporenhaut mit sich. Die Zahl der Schwärmer wird durch fortgesetzte Theilung immer grösser und sie erfüllen die ganze Flüssigkeit vor Beginn der Kahmhautbildung. Hierauf erst sammeln sich die Schwärmer an der Oberfläche der Flüssigkeit, kommen hier zu Ruhe und erzeugen die Kahmhaut. Die Schwärmer zeigen verschiedene Länge und bestehen dementsprechend aus einer verschiedenen Anzahl von Gliedern (Fig. 128 *B*). Ihre Bewegung ist eine schlangenartig tanzende. Wenden wir die uns schon bekannte Methode zum Nachweis der Cilien an, so finden wir, dass die Schwärmer je eine solche an ihren beiden Enden besitzen.[46])

Die Untersuchung der Bacterien stösst, der Formmannigfaltigkeit innerhalb der Species und der so geringen Grösse der Formen wegen, auf sehr bedeutende Schwierigkeiten. Diese gelang es erst in letzter Zeit zum Theil zu überwinden. Die Culturmethoden, die bei den Pilzen pag. 412 ff. besprochen werden, gelten auch für die Bacterien; für Einzelculturen auf dem Objectträger kommen die verschiedenen feuchten Kammern in Betracht. Als Mineral-Nährstofflösung für Bacterien wird besonders empfohlen:[47]) Dikaliumphosphat 0,1 *gr.*; Magnesiumsulfat 0,02 *gr.*; Chlorcalcium 0,01 *gr.* auf 100 *ccm.* Wasser und 1 *gr.* weinsaures Ammoniak. Die Hefepilze gedeihen in schwach sauren Flüssigkeiten, die Bacterien entwickeln sich hingegen im Allgemeinen am lebhaftesten in alkalisch reagirenden Flüssigkeiten; ihr Wachsthum wird in manchen Fällen, besonders wenn Albuminate und Zucker mangeln, schon durch schwach saure Reaction gehemmt. Daher die oben angegebene Nährstofflösung neutral[48]) ist. Immerhin giebt es Fälle, wo auch Bacterien eine saure Reaction verlangen, dann wird an Stelle des Dikaliumphosphat das Monokaliumphosphat genommen. In gleichem Maasse wie die zuerst genannten, können auch die beiden jetzt folgenden als Normalnährflüssigkeiten für Spaltpilze gelten: Eiweisspepton (oder lösliches Eiweiss) 1 *gr.*, Dikaliumphosphat 0,2 *gr.*, Magnesiumsulfat 0,04 *gr.*, Chlorcalcium 0,02 *gr.* auf 100 *ccm.* Wasser, oder an Stelle des Eiweisspeptons Rohrzucker 3 *gr.* und weinsaures Ammoniak 1 *gr.* Für manche Spaltpilze, so besonders die Krankheitspilze, sind aber diese beiden letzten Lösungen zu concentrirt und dürfte ihr Nährstoffwerth auf $^2/_3$ oder $^1/_2$ herabzusetzen sein.[49]) An Stelle der beiden Lösungen kann eine solche von 1%, respective für Krankheitspilze von 0,5% Liebig'schem Fleischextract treten.[50])

Die Züchtungsversuche werden vornehmlich in Kölbchen, Eprouvetten oder sogenannten Saftgläschen[51]) ausgeführt, die mit einem Wattepfropfen verschlossen werden, und mit einer doppelten Lage von Fliesspapier oder Leinwand überbunden. In welcher Weise diese Gefässe und Nährstofflösungen zu sterilisiren sind, mit welcher Vorsicht die Aussaaten auszuführen, ist pag. 412 bei Mucor angegeben. Im Allgemeinen rühren die Verunreinigungen der Culturen nicht aus der Luft her, sondern von den nicht vollkommen pilzfreien Gefässen. Die Gefahren der Infection bei zeitweiligem Oeffnen der Gefässe zum Zwecke der Aussaat sind bei Weitem nicht so gross als diejenigen, welche von den nicht völlig sterilisirten Gefässen herrühren.[52]) — Bei Massenculturen zur Gewinnung reinen Aussaatmaterials werden hier verschiedene Methoden befolgt. 1) Die Methode der fractionirten Cultur[53]). Dieselbe basirt auf der Erfahrung, dass von mehreren Spaltpilzen einer in der Nährstofflösung schliesslich die Oberhand gewinnt. Wird nun aus einer so weit gediehenen Cultur ein wenig in eine zweite pilzfreie Lösung übertragen und nach entsprechender Zeitdauer aus dieser in eine dritte u. s. f., so hat man Chancen, schliesslich eine ganz reine Cultur zu erhalten, und zwar wird derjenige Spaltpilz zuletzt übrig bleiben, der unter den gegebenen Bedingungen sich schneller vermehrt. 2) Die Verdünnungsmethode.[54]) Ist der züchtende Spaltpilz in überwiegender Zahl vorhanden, so ergiebt diese Methode meist sehr gute Resultate. Man verdünnt die spaltpilzhaltige Flüssigkeit mit pilzfreiem Wasser so lange,

bis nach ungefährer Schätzung nur noch ein Spaltpilz auf einen Tropfen Flüssigkeit kommt. Ist nun, wie gesagt, der zu züchtende Pilz in weit überwiegender Zahl vorhanden und werden eine Reihe mit Nährstofflösung beschickter Gefässe mit je einem Tropfen der pilzhaltigen Lösung inficirt, so sind alle Chancen da, in der Mehrzahl der Gefässe reine Culturen zu zu erhalten. 3) Die Gelatine-Cultur[55]). Es wird die Nährstofflösung mit Gelatine versetzt, so dass sie bei etwa 30 bis 35° C. noch flüssig, bei tieferer Temperatur aber fest wird. Für Culturen bei 30 bis 40° C. ist hingegen das auch dann noch fest bleibende Agar-Agar zu empfehlen. Ein Tropfen solcher flüssig gemachter Nährgelatine wird flach auf dem Objectträger ausgebreitet und erstarrt dort. Vermittelst einer Nadel, deren Spitze man in die spaltpilzhaltige Flüssigkeit tauchte, wird die Gelatine geritzt (geimpft) und das Präparat hierauf unter die mit Wasser abgesperrte Culturglocke gesetzt. Die wenigen Spaltpilze, die in einen Impfstrich gelangen, vermehren sich dort, lassen zum Theil directe entwicklungsgeschichtliche Beobachtungen zu und geben leicht controlirbares Material für Massenculturen. Statt Gelatine wird neuerdings auch Serum von Rinder- oder Schafblut angewandt.[56]) Dasselbe, rein gewonnen, wird zum Zweck der Sterilisirung, in Reagensgläschen, mit Wattepfropfen verschlossen, etwa 6 Tage nach einander, täglich eine Stunde auf 58° C. erwärmt. Dann folgt noch für mehrere Stunden eine Erwärmung bis auf 65° C. die so lange andauert, bis das Serum erstarrt ist. Diese bernsteingelbe durchscheinende Masse theilt mit Agar-Agar den Vorzug, dass sie bei Brüttemperatur gehalten werden kann.

Ob eine in Nährstofflösung geführte Spaltpilzcultur rein ist, kann man in den meisten Fällen schon makroskopisch daran feststellen, dass die Flüssigkeit gleichmässige Trübung oder gleichmässige Hautbildung an der Oberfläche, gleichmässige Wolkenbildung am Boden, eventuell gleichmässige Färbung, oder auch gleichmässige Gallertbildung zeigt. Ebenso ist Reinheit einer Cultur anzunehmen, in der eine stürmische Gährung oder intensive Fäulniss vor sich geht.[55])

Um die infectiöse Wirksamkeit pathogener Pilze zu prüfen und deren Entwicklung in dem Nährwirthe zu studiren, werden Impfversuche ausgeführt. Dieselben können an gesunden Pflanzen- wie Thierkörpern vorgenommen werden. Es gelingt beispielsweise eine gesunde, feucht gehaltene Kartoffelknolle nassfaul zu machen, indem man sie mit bacterienhaltiger Flüssigkeit (Clostridium butyricum enthaltend) aus einer nassfaulen Kartoffel impft.[58]) Um die Impfung auszuführen, hat man aus der gesunden Kartoffelknolle mit scharfem Messer ein dreiseitig pyramidales Stück herausgehoben, ein Tropfen bacterienhaltiger Flüssigkeit in diese Wunde gethan und hierauf das pyramidale Gewebestück wieder eingesetzt. Die intacte Korkschicht einer gesunden Kartoffel schützt dieselbe vor der Infection. — Die Infectionsversuche mit Milzbrandbacterien an Mäusen (weisse Mäuse zeigten sich besonders empfänglich) gelingen am besten, wenn man in die Rückenhaut einen kleinen Schnitt macht, mit stumpfer Sonde eine Tasche unter der Haut bildet und in diese das ringförmig gebogene, zuvor in die Pilzflüssigkeit getauchte Ende eines Drahtes einführt.[59])

Mit Hülfe bewährter Culturmethoden hat man feststellen können, dass

die verschiedenen Ernährungsbedingungen im Allgemeinen modifizirend auf Form und Dimensionen der Spaltpilze eventuell auch auf deren physiologische Eigenschaften einwirken.[60]) Der Heupilz, den wir kennen gelernt haben, zeigt je nach der Zusammensetzung der Nährflüssigkeit dünnere oder dickere, kürzere oder längere Stäbchen, er bildet Schwärmer oder erzeugt dieselben nicht. In einer Lösung von 0,1 % Fleischextract mit 10 % Zucker oder in einer Lösung von 0,1 % Asparagin mit 10 % Zucker, somit in Lösungen, deren Zuckergehalt der stickstoffhaltigen Substanz gegenüber zu sehr überwiegt, bilden sich „Involutionsformen", d. h. unregelmässig angeschwollene krankhafte Formen aus. Derselbe Heupilz, der aus dem Heuaufguss gewonnen, zunächst keinerlei infectiöse Eigenschaften besitzt, soll sich in bestimmten Nährstofflösungen (zunächst in Eiereiweiss mit etwas Fleischextractlösung, dann in Kaninchenblut in einem Schüttelapparate bei Körpertemperatur) cultivirt, in den höchst ansteckenden Milzbrandpilz überführen lassen. Er würde hierbei seine physiologischen Eigenschaften verändern, sein morphologisches Aussehen aber vollständig behalten. Doch fehlen dem Milzbrandpilze die Kahmhautdecke und die schwärmenden Zustände, während die Coccenbildung an demselben neuerdings beobachtet worden ist.[61])

Anmerkungen zum XXIII. Pensum.

[1]) Naegeli und Schwendener, Das Mikroskop, II. Aufl., p. 541; Strasburger. Ueber den Bau und das Wachsthum der Zellhäute, p. 1.

[2]) Vergl. Dippel, Bot. Centralbl., Bd. XVI, p. 158.

[3]) Zum ersten Mal von Fr. Schmitz nachgewiesen; Stzber. d. niederrh. Gesell., 7. Juni 1880, Sep.-Abdr., p. 7.

[4]) Vergl. Walz, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. V, p. 128 und die neueren Lehr- und Handbücher.

[5]) Borodin, Bot. Zeitung, 1878, Sp. 497.

[6]) Zuerst gesehen von Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr., p. 3.

[7]) Vergl. hierzu namentlich Cienkowski, Bot. Ztg., 1876, Sp. 17 u. Mél. biol. d. St. Petersb., T. IX, p. 531.

[8]) Rees, Alcoholgährungspilze, 1870.

[9]) Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr., p. 18.

[10]) Brefeld, Bot. Unters. über Hefepilze, der Schimmelpilze V. Heft, 1883, p. 178.

[11]) Vergl. Thuret et Bornet, Notes algologiques, II, p. 102.

[12]) Engelmann, Bot. Ztg., 1879, Sp. 49.

[13]) Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 6. Dec. 1880, Sep.-Abdr., p. 7.

[14]) Strasburger, Zellhäute, p. 36.

[15]) Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 13. Juli 1880, Sep.-Abdr., p. 40.

[16]) Schmitz, die Chromatophoren der Algen, p. 9.

[17]) Vergl. z. B. Falkenberg in Schenk's Handbuch der Bot., Bd. II, p. 304.

[18]) Zopf, Bot. Centralbl., Bd. X, p. 32; zur Morphologie d. Spaltpfl., 1882.

[19]) Zopf, a. d. g. O.

[20]) Vergl. auch Zopf, Morph. d. Spaltpfl., p. 54.

[21]) Für die hier folgenden Angaben vergl. Zopf, die Spaltpilze; dort die übrige Literatur. Für die Tinctionen hielt ich mich vornehmlich an Hoyer, Gazeta lekarska, 1884. Apparate zur Cultur der Bacterien nach R. Koch liefern Dr. Müncke in Berlin, Louisenstr. 58 und Rundorff in Berlin, Louisenstr. 47.

[22]) Vergl. Koch, in Cohn's Beiträgen zur Biologie, Bd. II, p. 402.

[23]) Hier sei auf dieses Verfahren nur hingewiesen und bemerkt, dass es eine wenn auch sehr beschränkte Anwendung auch für andre mikroskopische Objecte finden kann. Mit der Technik des Verfahrens mache man sich bekannt in Koch's

citirter Abhandlung (Cohn's Beiträge, II, p. 407) und mit den Apparaten in Dippel, das Mikroskop, II. Aufl., Bd. I, p. 570.

[24]) Vergl. hierzu die Aufsätze von W. Engelmann, Pflügers Archiv, Bd. XXV, Bd. 285; Bd. XXIX, p. 387; Bd. XXX, p. 95. Bot. Ztg., 1881, Sp. 441; 1882, Sp. 321, 419, 663.

[25]) Vergl. hierzu Pfeffer, Ber. d. deut. bot. Gesell, I. Jahrg., p. 531.

[26]) Nähere Beschreibung des Apparates und seiner Anwendung bei Engelmann, Bot. Ztg. 1882, Sp. 419.

[27]) Cohn, Beitr. d. Biol., Bd. I, p. 161; Zopf, l. c., p. 92.

[28]) Engler, Bericht der Commission zur Erf. d. deut. Meere, 1881; Zopf, die Spaltpilze, p. 13. 75 ff, dort auch die Literatur.

[29]) Von R. Koch, Berliner Klinische Wochenschrift, 1882, p. 221.

[30]) Vergl. hierzu auch C. Friedländer, Mikr. Technik, pag. 56 und Ch. Firkel in der französ. Uebersetzung von Bizzosero's Manuel de Microscopie clinique.

[31]) Van Ermengem Bull. d. séances d. l. soc. belge de microsc., 29 juillet 1882. p. CLI.

[32]) Baumgarten, Zeitschr. f. wiss. Mikrosk., Bd. I, p. 53, 54, 57.

[33]) Nach Soubbotine Arch. de phys. norm. et path. T. XIII, 1881, p, 477.

[34]) Nach Hoyer, l. c.

[35]) Weigert, Virchow's Archiv, Bd. LXXXIV, p. 201; Firkel in Bizzozero's franz. Uebers. des Manuel de micr. clin, p. 314.

[36]) Victor Babes, Archiv f. mikr. Anat., Bd. XXII, pag. 359 u. 361.

[37]) Das Safranin zu dieser zweiten Lösung von Bindschedler u. Busch in Basel.

[38]) Von R. Koch eingeführt; Unters. über Aet. d. Wundinfectionskrankheiten, Leipzig 1878.

[39]) Vergl. auch hier wieder Zopf, l. c., p. 80.

[40]) Vergl. Cohn, Beiträge zur Biologie, Bd. I, p. 125.

[41]) Vergl. die Literatur hierzu in Zopf, die Spaltpilze, 1883.

[42]) Zopf, l. c., p. 5.

[43]) Nach einer von Roberts und Buchner empfohlenen Methode; vergl. Zopf, die Spaltpilze, p. 57, auf welches Werk ich überhaupt als Quelle für die übrige Literatur verweise.

[44]) Vergl. Brefeld, Schimmelpilze, Heft IV, p. 38.

[45]) Brefeld, l. c., p. 43.

[46]) Brefeld, l. c., p. 40.

[47]) Naegeli, Nachtr. z. Stzber. d. math. phys. Cl. d. kgl. bair. Ak. d. Wiss. vom 5. Juli 1879, 1880, p. 472 und Unters. über nied. Pilze, p. 64.

[48]) Naegeli, ebendas.

[49]) Naegeli, l. c., p. 475 und l. c., p. 67.

[50]) Ebendas., p. 476 und l. c., p. 67.

[51]) Buchner, in Naegeli's Unters. üb. niedr. Pilze, p. 192, dort die Abbildung des Saftgläschens.

[52]) Buchner, Stzber. d. bair. Ak. d. Wiss., 1880, p. 381 und in Naegeli's Unters. über niedr. Pilze, p. 150.

[53]) Von Klebs eingeführt; Archiv f. exper. Path., Bd. I, p. 46; ich verweise im Uebrigen wieder auf Zopf, Spaltpilze, p. 43 ff.

[54]) Von Naegeli, Stzber. d. kgl. bair. Ak. d. Wiss., 1880, p. 410 und Unters. über niedr. Pilze, p. 13; Buchner, Stzber. d. kgl. bair. Ak. d. Wiss., 1880, p. 374 und in Naegeli's Unters. über niedr. Pilze, p. 146.

[55]) Von Brefeld eingeführt; vergl. Schimmelpilze, Heft I, p. 15.

[56]) Koch, Zur Untersuchung pathog. Organismen, Mitth. aus dem kgl. Gesundheitsamte, 1881, p. 18.

[57]) Nach Zopf, l. c., p. 44.

[58]) J. Reinke und G. Berthold, in Unters. aus dem bot. Lab. in Goettingen, Heft I, p. 15, 17.

[59]) Buchner, l. c., p. 383 und l. c., p. 152.

[60]) Zopf, l. c., p. 27 und 59; Buchner, l. c., p. 209 und 215.

[61]) Vergl. Roloff, Arch. f. wiss. u. pract. Thierheilkunde, Bd. IX, Heft 6.

XXIV. Pensum.

Nachdem wir uns auf den allgemeinen Gebieten morphologischer Forschung für höhere wie für niedere Pflanzenformen orientirt haben, soll es jetzt unsere Aufgabe sein, uns mit den wichtigsten derjenigen Aufgaben bekannt zu machen, welche die specielle Morphologie der mikroskopischen Forschung stellt. Wir wollen hierbei den umgekehrten Weg als es derjenige war, den wir bisher eingeschlagen hatten, verfolgen, und von den einfachsten Gruppen der Organismen langsam zu den höchst organisirten aufsteigen. Den Anfang haben wir in unserm letzten Pensum bereits mit den Bacterien gemacht, deren ganzen Entwicklungskreis wir in's Auge fassten; wir schliessen jetzt die Betrachtung der ungeschlechtlichen und geschlechtlichen Vorgänge bei Algen an.

Man hat oft Gelegenheit, in Copulation begriffene Spirogyren zu beobachten. Solche fallen schon im Freien durch das krause Aussehen und den Zusammenhang ihrer Fadenmassen auf. Der Vorgang lässt sich leicht verfolgen, doch darf man die Fäden nicht direct auf dem Objectträger mit einem Deckglas überdecken, hingegen bedient man sich mit Vortheil der p. 368 beschriebenen kleinen feuchten Kammer (Papprahmen), wo dann die Spirogyren in dem suspendirten Tropfen am Deckglas sich befinden. Die Copulation erfolgt bei den meisten Arten leiterförmig, das heisst je zwei einander gegenüber liegende Fäden sind durch eine quere Brücke vereinigt. Die Zellen haben kurze, stumpfe Fortsätze getrieben, die auf einander trafen und mit einander verschmolzen sind. In manchen Fällen ist schon vor der Copulation zu unterscheiden, welcher Faden der männliche und welcher der weibliche ist, da die Zellen des letzteren tonnenförmig anschwellen. Nach erfolgter Vereinigung der Copulationsfortsätze pflegt in der männlichen Zelle zuerst sich der Inhalt abzurunden und schliesslich allseitig von der Zellwand zurückzuziehen. Dann wandert er in den Copulationscanal ein und passirt die mittlere Scheidewand desselben, die inzwischen erweicht war. Die weibliche Zelle hatte sich gleichzeitig abgerundet oder rundet sich beim Antritt der männlichen Zelle ab. Beide Zellen treten in Berührung und sind nach wenigen Minuten verschmolzen. Ihr Inhalt vermischt sich.

die Chlorophyllbänder treten aneinander. Die gebildete Zygote beginnt sich alsbald zu contrahiren, nach Verlauf einer Stunde ist ihr Lumen vollständig verschwunden. Die Chlorophyllbänder werden hierbei mehr nach Innen gedrängt, während die Peripherie von farblosem, schaumigem Protoplasma eingenommen ist. Die Zygote ist mehr oder weniger kugelig. Im Laufe von 24 Stunden hat sie sich aber wieder vergrössert, ein Lumen erhalten und ellipsoidische Gestalt angenommen. Die Chlorophyllbänder sind an die Peripherie gerückt und eine deutlich doppelcontourirte Membran deckt jetzt die Zygota.

Soviel ist ohne Reagentien zu sehen. Fixirt und tingirt man aber das Object während der Copulation, so kann man feststellen, dass die beiden Zellkerne der copulirenden Zellen nach erfolgter Vereinigung der letzteren sich einander nähern und schliesslich zu einem einzigen verschmelzen.[2]) — Der ganze eine Faden entleert sich, der andere nimmt die Zygoten auf. Der erste ist der männliche, der andere der weibliche. Die reife, ruhende Zygote hat schliesslich eine dicke Haut aufzuweisen, die mehrere verschiedene Schichten, von denen die äussere und die innere farblos, die mittlere braun ist, unterscheiden lässt. Im Innern der Zygoten fallen zahlreiche Fetttropfen auf und rothe bis rothbraune Pigmentflecke, welche von entsprechend gefärbten Schleimkugeln herrühren. Von den übrigen Bestandtheilen ist wenig mehr zu sehen. Härtet man aber das Object mit Alcohol und macht es durchsichtig mit ätherischen Oelen oder mit Chloralhydrat, so lässt sich immerhin Einblick in die Zygoten gewinnen.[3]) Mit färbenden Mitteln ist hier nichts anzufangen, da die cutinisirte Membran der Zygoten dieselben nicht durchlässt, doch die aufhellenden Substanzen zeigen, dass die Chromatophoren erhalten geblieben sind und so auch in diesen die Pyrenoide, wenn auch die Stärke um letztere verbraucht worden ist. Vorhanden ist auch der Zellkern der Zygote.

Dieser eben von uns studirte Copulationsvorgang ist für die ganze Abtheilung der als Conjugatae zusammengefassten Algen charakteristisch. Zu dieser gehören ausser Spirogyra die bei uns im süssen Wasser eben so verbreiteten Zygnema-Arten, welche an zwei sternförmigen Chromatophoren in jeder Zelle kenntlich sind und die uns schon bekannten Desmidiaceen. In die Nähe der letzteren liessen sich eventuell die Diatomeen bringen, bei denen die typische Copulation auch vorkommt.

Die zu den Chlorophyceen gehörige Gattung Cladophora, deren Bau uns bereits bekannt ist, giebt ein für das Studium der Schwärmsporen recht geeignetes Object ab, zu bedauern ist nur, dass sie nicht immer zur Schwärmsporenbildung neigt. Relativ leicht erhält man Schwärmsporen von marinen Formen, die man in ein grösseres Gefäss mit Seewasser einlegt. Doch auch unter den Süsswasserformen ist Cladophora glomerata, wenn rasch fliessendem Wasser entnommen und in flache Gefässe mit nur etwa 1 *cm.* hoher Wasserschicht, gegen Abend eingelegt, meist am nächsten Tage mit

Schwärmsporen anzutreffen. Die Bildung derselben beginnt an der Spitze der Zweige und schreitet gegen deren Basis fort. So findet man leicht alle Entwicklungszustände beisammen. Wir sehen uns dieselben in der Richtung von der Basis gegen den Scheitel an und beginnen unsere Betrachtung mit einer unveränderten Zelle. Der Bau derselben ist uns von früher her bekannt. Was ohne Reagentien zu sehen ist, erkennen wir bald wieder: die polygonalen, dicht aneinander schliessenden Chromatophoren, die kleine, blasse Stärkekörnchen, zum Theil auch grössere Pyrenoide führen; die Plasmaplatten, welche das Lumen der Zelle durchsetzen und zum Theil auch Chromatophoren enthalten. Gehen wir nun von einer solchen Zelle allmählich zu den sich in Sporangien umbildenden über, so fällt uns vor Allem eine Farbenänderung des Inhaltes auf. Bei hinreichend starker Vergrösserung constatirt man zugleich das Fehlen der Pyrenoide; dieselben sind durch fortgesetzte Theilung in kleinere zerlegt worden und gleichzeitig hat auch eine Theilung der Chromatophoren in kleinere stattgefunden. Auf nächstfolgendem Stadium beginnen die Chromatophoren sich netzförmig anzuordnen, so dass der gesammte, ein engeres oder weiteres Lumen umgebende Inhalt der Zelle in annähernd gleich grosse polygonale Abschnitte zerlegt erscheint. Die Mitte eines jeden solchen Abschnittes ist körnerfrei und fixirte und tingirte Objecte lehren, dass dort je ein Zellkern liegt. Zugleich nimmt die Hautschicht um den gesammten Inhalt der Zelle an Dicke zu und wird leicht sichtbar. Besonders stark tritt sie uns an den Kanten der Zelle entgegen. An einer Stelle, welche meist dem vorderen Ende der Zelle genähert ist, an terminalen Zellen dasselbe eventuell einnimmt, ist noch eine besondere linsenförmige Ansammlung von farblosem Protoplasma zu bemerken. Der Mitte dieser Ansammlung entsprechend quillt die Membran der Zelle auf und wölbt sich, jedenfalls in Folge der mit der Quellung verbundenen Volumenzunahme, papillenartig nach aussen vor. — Die nächste Veränderung besteht darin, dass sich die Chromatophoren gegen das Innere der polygonalen Abschnitte ziehen und letztere durch helle Linien abgegrenzt erscheinen. Hierauf beginnen sich die Abschnitte gegen einander abzurunden und so zum Theil von einander zu trennen. Die peripherisch gelegenen Abschnitte ragen jetzt als rundliche Höcker nach aussen vor. Die peripherische Schicht farblosen Protoplasmas nimmt aber an der Differenzirung des chlorophyllhaltigen Inhaltes in einzelne Abschnitte nicht Theil, vielmehr wird sie in einen farblosen Schleim verwandelt, der bei der Entleerung der Schwärmsporen eine Rolle spielt. Der starken Ansammlung von farblosem Protoplasma an der spätern Austrittsstelle entsprechend, ist die Masse des gebildeten Schleims hier am grössten und die noch zusammenhängende Masse der Schwärmsporen bleibt daher an dieser Stelle von der quellenden Zellwand entsprechend entfernt. An der maulbeerförmig contourirten Masse der Schwärmer ist jetzt das cylindrische, stärker

oder schwächer entwickelte Lumen leicht zu sehen. Bei sehr reichem Sporangiuminhalt kann dasselbe auch fehlen. Im Allgemeinen ist es aber vorhanden, so zwar, dass die Schwärmsporen eine doppelte bis dreifache Schicht um die innere Höhlung bilden. Die Schwärmer nehmen alsbald birnförmige Gestalt an. Das vordere farblose, zugespitzte Ende wird von dem abgerundeten, chromatophorenhaltigen hinteren Ende leicht unterscheidbar; an der Oberfläche jeder Schwärmspore tritt ein schmaler, rothbrauner Strich, der sogenannte Augenfleck auf. Die Zellhaut ist an der der Papille entsprechenden Stelle bereits so stark gequollen, dass deren Contouren nur schwer zu erkennen sind. Bei anhaltender Beobachtung wird man jetzt bald den Augenblick eintreten sehen, wo die Entleerung der Schwärmsporen beginnt. Unter dem Druck des Inhalts wird die gequollene Substanz der Papille durchbrochen, die Masse der Schwärmsporen kräftig hervorgepresst. Zugleich mit den Schwärmsporen treten feinkörnige Inhaltsmassen des Zelllumens nach aussen. Die hervorgepressten Schwärmsporen setzen sich nach einer Weile in Bewegung. Der Inhalt des Sporangiums zieht sich, an Masse abnehmend, von der Zellwand zurück, augenscheinlich liegt hier die Gallertmasse, welche auf den Zellinhalt drückt. Sind nur noch wenig Schwärmsporen in dem Sporangium vorhanden, so beginnen sie sich hier schon durcheinander zu bewegen und treten einer nach dem andern durch die Papille nach aussen. Eine geringe Anzahl bleibt auch wohl in dem Sporangium dauernd zurück. Untersucht man das Object in einem suspendirten Tropfen, so sammeln sich die Schwärmer schliesslich an dem zum Fenster gekehrten oder von demselben abgekehrten Rande des Tropfens an. Diese Schwärmer gehören aber nicht zu den lichtempfindlichsten, bleiben längere Zeit im Tropfen zerstreut, bewegen sich dort in unbestimmten Bahnen und gelangen nur allmählich, während die Bewegungsenergie abnimmt, an den Tropfenrand, wo sie sich zur Ruhe setzen. Sie runden sich alsbald ab und umgeben sich mit einer Zellhaut. Mit ein wenig Jodjodkalium lassen sich die Schwärmsporen sehr gut fixiren (Fig. 129). Man erkennt jetzt zwei Cilien an denselben (bei andern Cladophora-Arten eventuell auch vier), die einem kleinen Vorsprung an dem vorderen Ende der Schwärmsporen entspringen. Bei günstiger Lage der Schwärmsporen ist nach Jodbehandlung ganz gut der kleine Zellkern im vordern farblosen Ende derselben zu erkennen (vergl. die Figur); das Kernkörperchen tingirt sich meist sehr scharf.

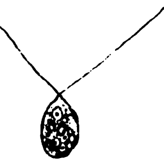


Fig. 129. Cladophora glomerata. Eine mit Jodjodkaliumlösung fixirte Schwärmspore. An derselben rechts der Augenfleck, in d. vordern, farblosen Abschnitt der Zellkern zu sehen. Vergr. 540.

Die von uns beobachteten Schwärmsporen waren ungeschlechtlich, doch können bei Cladophora auch andere, kleinere, geschlechtlich differenzirte Schwärmer, das heisst Gameten, producirt werden.

Diese copuliren mit einander, sind aber bisher nur an marinen Formen beobachtet worden.[5])

Nicht eben selten begegnet man auf feuchtem Lehmboden, in Gräben und an Teichrändern einem kleinen, zu den Siphoneen gehörigen Pflänzchen, das heerdenweise auftritt und die Erde mit einem glänzend grünen Anflug überdeckt: es ist Botrydium granulatum.[6]) Mit der Lupe betrachtet erscheint solcher Boden wie mit kleinen grünen Perlen besäet. Für die Untersuchung hebt man etwas von diesem Boden mit dem Scalpell ab, bringt ihn in einen Wassertropfen unter den Simplex und legt nun eine Anzahl Pflänzchen vorsichtig frei. Sie werden in einen andern Wassertropfen übertragen. Die ausgewachsenen Individuen erscheinen als kleine, im ganzen zwei bis drei Millimeter hohe, birnförmige, am Grunde in eine schmale, sich unregelmässig gabelig verzweigende Wurzel übergehende Gebilde (Fig. 130 *A*). Der blasig angeschwollene obere Theil befindet sich über dem Boden, die Wurzel in demselben. Das ganze Pflänzchen ist einzellig, das heisst, es hat nur einen einzigen innern, continuirlichen Hohlraum aufzuweisen. Der obere Theil führt dicht aneinander gedrängt runde bis elliptische, vielfach in Theilung anzutreffende Chlorophyllkörner. Sie liegen in einem feinkörnigen Wandbeleg aus Protoplasma eingebettet. Das Pflänzchen ist vielkernig,[7]) doch die kleinen Zellkerne schwer sichtbar zu machen, daher wir von deren Nachweis hier absehen wollen. — Unter älteren Stämmchen findet man meist bei aufmerksamem Suchen auch viel jüngere, mit noch unverzweigtem Wurzelfortsatz. Diese haben eine weit geringere Grösse, sind kaum mit dem blossen Auge sichtbar, so dass sie bei stärkerer Vergrösserung untersucht werden müssen. Sie vermehren sich durch Theilung und zwar in der Art, dass sich an dem oberirdischen Theile des Pflänzchens eine seitliche Ausstülpung bildet, welche, nachdem sie annähernd die Grösse des Mutterpflänzchens erreicht hat, einen Wurzelfortsatz in den Boden treibt und hierauf sich durch eine Scheidewand von dem Mutterpflänzchen abgrenzt. Auch mehrere Ausstülpungen und somit mehrere Tochterpflänzchen zugleich

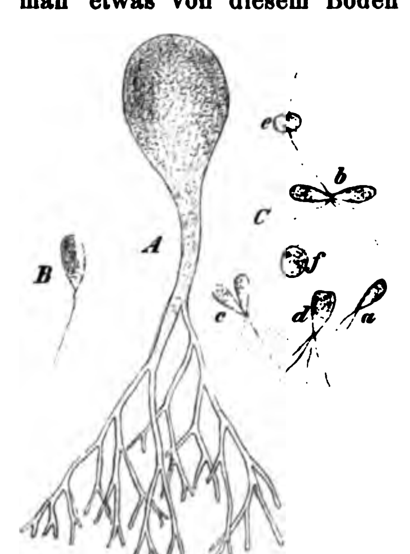


Fig. 130. Botrydium granulatum. *A* ein frei gelegtes Pflänzchen mittlerer Grösse. Vergr. 28. *B* eine Schwärmspore mit Jodlösung fixirt. Vergr. 540. *C* Planogameten und zwar bei *a* ein einzelner Planogamet, bei *b* zwei Planogameten in der ersten Berührung, bei *c*, *d* und *e* in seitlicher Verschmelzung, bei *f* die Zygote nach vollzogener Verschmelzung der Gameten. Vergr. 540.

können gebildet werden. Die nun erzeugten Individuen trennen sich alsbald von ihrer Mutterpflanze.

Wir veranlassen die Pflänzchen zur Bildung von Schwärmsporen. Zu diesem Zwecke legen wir Culturen in feuchten Kammern an. Als solche benutzen wir wieder die kleinen, p. 368 beschriebenen Papprahmen. In den Wassertropfen auf das Deckglas bringen wir kräftige, vorsichtig unter dem Simplex freigelegte Pflänzchen. Das Deckglas wird hierauf mit nach unten gekehrtem Tropfen auf den Papprahmen gelegt. Die Objectträger mit den feuchten Kammern setzen wir aber in die grosse feuchte Kammer ein. — Die Bildung der Schwärmsporen erfolgt meist in späten Abendstunden oder des Nachts; der Versuch, den Vorgang durch frühzeitiges Verdunkeln der Präparate auf den Tag zu verlegen, misslingt. Wollen wir somit die Entwicklungsgeschichte der Schwärmer kennen lernen, so müssen wir dieselbe des Abends verfolgen. Zur mikroskopischen Arbeit am Abend lässt sich mit Vortheil eine Schusterkugel benutzen, die mit sehr diluirter Lösung von Kupferoxydammoniak erfüllt ist. Diese schaltet man zwischen den Mikroskopspiegel und die Lichtquelle, eine beliebige Lampe mit grossem Brenner, ein. Die Beobachtung unter solchen Verhältnissen greift wenig die Augen an, sobald nur dafür Sorge getragen wird, dass die Umgebung annähernd eben so hell wie das Gesichtsfeld des Mikroskops erleuchtet sei. — Unter sonst günstigen Bedingungen wird man feststellen können, dass im chlorophyllhaltigen Wandbeleg des Pflänzchens helle Stellen auftreten, an Zahl zunehmen und schliesslich ein vielmaschiges Netzwerk darstellen. Hierauf beginnt sich der Wandbeleg in zahlreiche polygonale, dicht gedrängte Abschnitte zu sondern, die sich weiterhin gegen einander abrunden. Das ganze Pflänzchen hat sich in ein einziges Sporangium verwandelt. Die Wandung desselben hat im oberen Theile an Dicke zugenommen und erscheint gallertartig. Von dieser Dickenzunahme ist meist eine kleine Stelle am Scheitel ausgeschlossen. Diese Stelle wird schliesslich durchbrochen und die Schwärmer treten nach aussen hervor. Befreit, bewegen sie sich nur kurze Zeit und kommen somit, was hervorgehoben werden muss, auch im Dunkeln zur Ruhe. Am nächsten Morgen trifft man aber öfters Pflänzchen, die Schwärmer gebildet, diese aber nicht entleert haben. Im Innern solcher Pflänzchen pflegen die Schwärmsporen noch in Bewegung zu sein. Wird die Wandung künstlich geöffnet, so treten die Schwärmsporen hervor und kommen nach kurzem Schwärmen zur Ruhe. Es fällt auf, dass sie in ganzen Tropfen gleichmässig vertheilt bleiben, während fremde Schwärmsporen, welche sich in den Präparaten meist eingefunden haben, an dem der Lichtquelle näheren, seltener an dem von der Lichtquelle entfernteren Rande des Tropfens sich sammeln. — Wir benutzen die künstlich am Morgen befreiten Schwärmsporen auch, um uns mit ihrem Bau näher bekannt zu machen. Wir fixiren sie zu diesem Zweck mit ein wenig Jodlösung. Die Schwärmer sind gestreckt eiförmig mit zwei bis vier Chlorophyllkörnern, einem vorderen farblosen Ende, dem eine einzige Wimper entspringt (Fig. 130 *B*). An der einen Wimper sind diese Schwärmsporen von den andern im Tropfen befindlichen meist leicht zu unterscheiden. — Die zur Ruhe gekommenen

Schwärmer runden sich ab, umgeben sich mit einer Membran und beginnen, wenn sie auf feuchte Erde übertragen werden, alsbald zu keimen. Ihre Keimung unterbleibt hingegen, wenn sie in Wasser liegen bleiben. Die Keimlinge fangen, sobald sie die entsprechende Grösse erreicht haben, sich durch Theilung zu vermehren an.

Die grünen Pflänzchen, die durch Einlegen in Wasser zu der am Abend erfolgenden Schwärmsporenbildung zu bewegen sind, finden wir vorwiegend im Frühjahr. In den heissen Sommermonaten tritt dann die Bildung ruhender Sporen ein, wobei der Inhalt der Pflänzchen in eine grössere oder geringere Anzahl abgerundeter oder eckiger Zellen, die ursprünglich grün, später roth werden, zerfällt. So erscheint denn der Boden an den Standorten des Botrydium roth gefärbt. Solches Material gesammelt, lässt sich lange (ein Jahr und darüber) trocken aufbewahren. Dasselbe hat aber für uns den allergrössten Werth, denn wir können es jeden Augenblick benutzten, um die uns noch unbekannten Copulationsvorgänge der beweglichen, geschlechtlich differenzirten Schwärmer, der Planogameten, zu verfolgen. In dieser Beziehung dürfte es wohl ein vorzügliches Objekt zu nennen sein, nur soll man es von verschiedenen Standorten sammeln, da ein anscheinend normal aussehendes Material in manchen Fällen den Dienst versagt. Wir bringen, um die in Frage stehenden Vorgänge zu sehen, etwas von der rothen Substanz in einen Wassertropfen auf ein Deckglas, das wir umkehren und mit den Rändern auf den von uns als feuchte Kammer benutzten, mit Wasser vollgesogenen Papprahmen legen (vergl. p. 368). Die so dargestellten Präparate werden, um sie vor Verdunstung zu schützen, in eine grössere feuchte Kammer gebracht und diese in einen dunklen Raum gestellt. Am nächsten Morgen sind wir sicher, falls das Material überhaupt brauchbar war, zahlreiche, relativ kleine Planogameten zu finden. Dieselben zeigen ein Verhalten, das an den ungeschlechtlichen Schwärmsporen hier nicht zu constatiren ist; sie sammeln sich in wenigen Minuten an dem Lichtrande des Tropfens an,[8]) das heisst an demjenigen Rande, der dem Fenster zugekehrt ist. Drehen wir das Präparat um 180°, so sehen wir alle Gameten momentan in gerader Richtung nach dem nunmehrigen Lichtrande des Tropfens hineilen. Diese Planogameten sind somit phototactisch, denn sie werden in bestimmter Weise durch den Lichtstrahl gestellt und photometrisch, denn sie sind für Unterschiede der Lichtintensität empfindlich und zwar in dem vorliegenden Falle auf ein Licht hoher Intensität gestimmt. Da sie sich am Lichtrande des Tropfens sammeln, so können wir sie als lichthold, photophil, bezeichnen, während es auch lichtscheue, photophobe, Schwärmer giebt, die selbst Licht von geringer Intensität fliehen. Je nach dem Entwicklungszustande und der Temperatur pflegt die Lichtstimmung der Schwärmer sich sonst zu verändern, während die Planogameten von Botrydium sicht fast ausnahmslos lichthold erweisen. Schalten wir, während

die Schwärmer auf dem Wege von dem einen Rande des Tropfens zum andern sind, ein Blatt Papier zwischen das Mikroskop und die Lichtquelle ein, so schwenken die Schwärmer sofort zur Seite ab, manche drehen sich selbst im Kreise, doch das dauert nur einen Augenblick und sie lenken in die verlassenen Bahnen wieder ein. Die Bewegung, die sie ausführten, können wir als Schreckbewegung bezeichnen. Nehmen wir den Lichtschirm weg, so ist eine ähnliche Erschütterung der Schwärmer nicht zu beobachten. — Betrachten wir nunmehr bei starker Vergrösserung die am Lichtrande angesammelten Planogameten, so stellen wir fest, dass dieselben einen gestreckt eiförmigen, vorn zugespitzten Körper besitzen (Fig. 130 *C*, *a*). Am vorderen Ende farblos, sind sie weiter nach rückwärts ziegelroth bis grünroth gefärbt und zeigen an einer Seite einen kleinen, mehr oder weniger deutlichen, rothen Punkt. Am vorderen Ende trägt der Planogamet zwei Cilien (Fig. 130 *C*, *a*). Die Planogameten bewegen sich am Tropfenrande lebhaft durch einander und copuliren hier mit einander. Alle Augenblicke kommt es vor, dass zwei Schwärmer mit ihren farblosen Enden auf einander stossen und haften bleiben (*C*, *b*). Alsbald legen sich aber beide Schwärmer mit ihren Seiten gegen einander und verschmelzen langsam der Länge nach (*C*, *c*). Währenddem fahren sie fort, sich lebhaft zu bewegen. Bald ist nur noch ein kurzer Einschnitt an ihrem Hinterende zu bemerken. Schliesslich bilden sie nur noch einen einzigen entsprechend dickeren, mit zwei seitlichen Punkten und vier Cilien versehenen Schwärmer (*C*, *d*), der hierauf allmählich zur Ruhe kommt. So ist aus zwei copulirten Planogameten eine „Zygote" geworden, die sich abrundet (*C*, *f*) und nach relativ kurzer Zeit zu keimen beginnt. Dieselbe kann aber auch eckig werden und einen Ruhezustand durchmachen. — Hin und wieder sieht man auch drei Schwärmer in Copulation eintreten. Hat man das Material spät am Abend in den Tropfen gebracht, so kann es am Morgen gelingen, Zustände der Bildung und der Entleerung der Planogameten zu sehen. Die Entstehung der Planogameten ist die nämliche wie diejenige der Schwärmsporen in den vegetativen Pflänzchen. Die Planogameten werden innerhalb einer zarten, farblosen Blase aus der Sporenhaut entleert. Die zarte Blase zerfliesst rasch in dem umgebenden Wasser. Im Dunklen kommen nur solche Planogameten zur Ruhe, die copulirt haben; die nicht copulirten fahren fort, sich drei bis vier Tage zu bewegen, bis sie absterben. Im Lichte hingegen kommen auch die Planogameten letzterer Art noch vor dem Abend des ersten Tages zur Ruhe.

Die aus sehr alten, über zwei Jahre lang aufbewahrten Sporen erzeugten Planogameten sollen parthenogenetisch, das heisst ohne vorhergehende Copulation, neue Pflänzchen liefern können.[9]) — Andere Entwicklungszustände des Botrydium haben wir bisher nicht berührt und wollen wir dieselben auch nicht eingehender betrachten; doch sei bemerkt, dass bei anhaltender Trockenheit die oberirdische Blase vegetativer

Pflänzchen sich entleeren kann, indess ihr Inhalt in die Wurzel wandert. Hier zerfällt er in eine Anzahl von Zellen, welche unter Wasser vegetative Schwärmsporen zu jeder Tag- und Nachtstunde bilden können. Diese Zellen, einzeln ausgesäet, können auch direct auf feuchter Erde zu neuen vegetativen Pflänzchen auswachsen. In der Wurzelzelle belassen und gleichmässig feucht cultivirt, bilden die einzelnen Zellen blasig angeschwollene, mit stark verdicktem Wurzelansatz versehene „Hypnosporangien", die sich an ein Jahr lang trocken aufbewahren lassen und in Wasser gebracht, im Dunkeln wie im Lichte gewöhnliche Schwärmsporen erzeugen können.[*])

Aus der Abtheilung der Siphoneen wählen wir auch noch die uns bekannte Vaucheria sessilis zur Untersuchung, um die Bildung der Schwärmsporen und der Geschlechtsorgane an derselben kennen zu lernen. Hat man kräftige Exemplare dieser Alge in stehendem, besser noch in fliessendem Wasser gesammelt und hierauf in flachen Gefässen mit frischem Wasser übergossen, so kann man ziemlich sicher am nächsten Morgen auf zahlreiche Schwärmsporen rechnen. Dieselben werden den ganzen Vormittag hindurch entleert, so dass man leicht alle erwünschten Zustände findet. Mustert man mit einer Lupe von grossem Focalabstand die Cultur durch, so kann man in derselben leicht an der dunklen Färbung der Fadenenden die ersten Anlagen der Sporangien erkennen. Fasst man nun eine Gruppe von Fäden, welche die erwünschten Zustände zu bieten scheinen, an ihrer Ansatzstelle mit der Pincette und überträgt sie, ohne dass sie eine Krümmung erfahren hätten, auf einen Objectträger, so kann man jetzt auf demselben die weiteren Entwicklungsvorgänge direct studiren. Ja, dieselben spielen sich oft ungetrübt auch unter dem Deckglas ab, wenn nur durch seitliches Auflegen kleiner Hollundermarkstückchen oder Rosshaare dafür gesorgt wurde, dass das Deckglas nicht einen Druck auf das Object

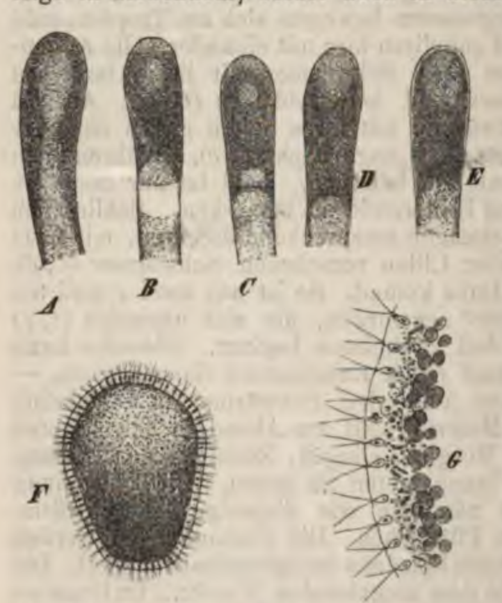


Fig. 131. Vaucheria sessilis. *A* und *B* Anlage der Sporangien, *C—E* Ausbildung der Schwärmsporen; *F* eine befreite Schwärmspore; *G* ein Stück der äusseren farblosen Plasmaschicht, dem vorderen Ende der Schwärmspore entnommen. *A—E* 95 Mal, *F* 25 Mal, *G* 950 Mal vergrössert.

ausübe. Soll ein Sporangium aus einem Zweigende gebildet werden, so sammelt sich in diesem chlorophyllreicher Inhalt an und zugleich beginnt dieses Zweigende keulig anzuschwellen. Das Lumen in der Keule verengt sich (Fig. 131 *A*) und wird im oberen Theil derselben alsbald als sphärische Vacuole abgetrennt. Jetzt gilt es, das Object continuirlich zu betrachten, um den Theilungsvorgang zu sehen, durch den das Sporangium abgegrenzt wird. Oberhalb der Stelle, wo die Ansammlung des Inhalts unkenntlich wird, erfolgt eine Trennung im chlorophyllhaltigen Wandbeleg und der untere Theil desselben weicht im ganzen Umkreis von dem oberen zurück. So entsteht unter der Sporangienanlage ein farbloser Raum, der nur von Zellsaft erfüllt ist. Doch kaum ist eine Viertelstunde verflossen, so beginnt sich der Plasmakörper des Schlauches wieder der Sporangienanlage zu nähern. Kurz vor Vereinigung oder im Augenblicke derselben schlagen die Ränder beider Plasmamassen nach innen zusammen und schliessen sich so gegen einander ab. Manchmal misslingt der Vorgang und beide Plasmamassen fliessen in einander. Dann pflegt sich nach einiger Zeit das Spiel zu wiederholen, beide Plasmakörper weichen auseinander. Solche Störungen treten besonders bei Beobachtung unter Deckglas ein und können die Abgrenzung der Sporangien vollständig verhindern. Ist aber die Abgrenzung beider Plasmamassen gelungen, so wird zwischen beiden alsbald eine Cellulosemembran ausgebildet (Fig. 131 *C*). Es folgt jetzt ein Hinaufwandern des untern Zelllumens des Sporangiums, um sich mit den oberen zu vereinigen (*D*) und ist dies geschehen, so bemerken wir die Ansammlung farblosen Protoplasmas im Umfang des ganzen Sporangiums. Es hat die Bildung der Schwärmspore begonnen. In dem farblosen Saum wird eine radiale Structur sichtbar, die von den sich hier sammelnden, länglichen, radial sich stellenden Zellkernen herrührt. Diese Kerne werden deutlich nur nach entsprechender Behandlung mit Reagentien und sind nur bei starker Vergrösserung zu sehen. Die Schwärmspore von Vaucheria ist somit viel kernig. — Ist die Schwärmspore fertig, so wird sie alsbald entleert. Der Sporangiumscheitel reisst mit einem Ruck und in demselben Augenblicke quillt der vordere Theil der Schwärmspore aus der Oeffnung hervor und fängt gleichzeitig an, um seine Längsaxe zu rotiren. Die Schwärmspore muss sich durch die Oeffnung hindurchzwängen. Die Geburt dauert meist etwas über eine Minute. Eine im Sporangium gebildete, quellbare Substanz hilft die Schwärmspore herauszudrücken. Manchmal, wenn auch selten, kommt es vor, dass der vordere Theil der Schwärmspore sich von dem hinteren, noch im Sporangium befindlichen abdreht, dann eilt der vordere Theil als vollständige und entsprechend kleinere Schwärmspore davon und der hintere Theil liefert eine zweite Schwärmspore. Dieses ist eben nur in Folge der Vielkernigkeit dieser Schwärmspore möglich, indem jede Hälfte auch so, die zu ihrer Existenz nothwendigen Zellkerne enthält. Die Bewegung der hervorgetretenen Schwärmsporen dauert etwa eine

Viertelstunde. die Richtung der Bewegung wird von der Richtung der einfallenden Lichtstrahlen nicht beeinflusst. Die Schwärmspore hat eiförmige Gestalt, nach vorn breiter. in diesem vorderen Ende liegt das Zelllumen. Nur in dem Augenblicke, wo die Schwärmspore zur Ruhe kommt, sieht man ihre Cilien: sie umgeben als kurzer Flaum den ganzen Körper. Im nächsten Augenblick werden sie in den Körper der Schwärmspore eingezogen, der während dieses Vorganges eine faltige Oberfläche zeigt. Hierauf wird der Körper wieder glatt. Während der Einziehung der Cilien ist zu bemerken, dass um die Schwärmsporen sich bereits ein ganz dünnes Häutchen gebildet hat. Die Spore rundet sich jetzt langsam ab; ihr farbloser Saum schwindet, während ihre Chlorophyllkörner bis an die Oberfläche rücken: die Zellwandung wird rasch dicker.

Um den Bau der Schwärmsporen genauer kennen zu lernen, fixiren wir in Bewegung befindliche mit entsprechenden Reagentien. Statt auf die Entleerung der Schwärmer zu warten, fangen wir uns solche ein. Die Schwärmsporen sind in der That so gross, dass man sie als grüne Punkte mit dem blossen Auge sehen kann. Befindet sich die Cultur in einer Porzellanschale, so stechen die grünen Schwärmer scharf gegen den weissen Grund ab. Man fängt sie am besten mit einem kleinen elfenbeinernen Ohrlöffelchen, das man völlig unter Wasser taucht und horizontal langsam unter der Schwärmspore emporhebt. Schon mit Methylgrün-Essigsäure kann man sich überzeugen, dass die radiale Structur des Schwärmsporensaumes von regelmässig vertheilten Zellkernen herrührt und dass über jedem Zellkern zwei Cilien der Oberfläche entspringen (Fig. 131 *F*, *G*).[22]) Um Dauerpräparate herzustellen, fixirt man die Schwärmsporen mit 1% Osmiumsäure, mit 1% Chromsäure, mit Pikrinsäure oder auch mit Alcohol und färbt sie hierauf, bei Einhaltung der früher besprochenen Vorsichtsmassregeln, mit Boraxcarmin, Beale'schem Carmin oder Hämatoxylin. Die Beobachtung der Zellkerne verlangt eine starke Vergrösserung. Dieselben sind regelmässig vertheilt, radial gestreckt, nach aussen etwas zugespitzt und dort entspringen über ihrem Ende, an einem Knötchen, je zwei kurze Cilien. In jedem Zellkern ist noch ein kleines Kernkörperchen zu unterscheiden (*G*). — In der zur Ruhe gekommenen Schwärmspore ziehen sich die Zellkerne wieder unter die Chlorophyllschicht, wo wir sie früher schon im Thallus gesehen hatten. — Untersucht man die zur Ruhe gekommenen Sporen nach 24 Stunden, so findet man sie bereits an einem, oder an zwei Punkten, schlauchförmig ausgekeimt.

Bei der terrestren Form von **Vaucheria sessilis** Vauch. findet man die Geschlechtsorgane sehr leicht. Die Species ist daran kenntlich, dass die weiblichen Organe, die Oogonien, unmittelbar dem Thallusfaden aufsitzen; die männlichen Organe, die Antheridien, schliessen einen kurzen, hornartig gekrümmten Ast, dessen unmittelbare Fortsetzung sie bilden, ab und der seinerseits dem Thallusfaden entspringt. Ein Antheridium und Oogonium stehen

meist zu einem Paar vereinigt neben einander; nicht eben selten kann man auch ein Antheridium zwischen zwei Oogonien sehen. Diese Vaucheria wähle man zur Beobachtung und nicht diejenige, die man eben so häufig auf feuchter Erde antrifft, bei der Oogonium und Antheridium auf einem gemeinsamen Seitenast, der von dem Oogonium abgeschlossen wird, sitzen. Diese letzte Species, die Vaucheria terrestris Lyngb., ist wenig für die Untersuchung geeignet. Die wasserbewohnende Vaucheria sessilis bildet zunächst in den Culturen die schon betrachteten Schwärmsporen und pflegt erst nach einigen Wochen Geschlechtsorgane zu produciren. — Die Oogonien (Fig. 132, *o*)[12]) sind schief eiförmig, dicht angefüllt mit chlorophyll- und ölhaltigem Plasma, durch eine Scheidewand etwas oberhalb ihrer Insertionsstelle vom Thallusfaden abgegrenzt. Trifft man ein Oogonium im Augenblick der Abgrenzung, so sieht man an der Theilungsstelle den Inhalt des Thallusfadens in derselben Weise von der Oogoniumanlage zurückweichen, wie wir es unter dem Sporangium gesehen. Das Oogonium ist mit einem einseitigen, schnabelförmigen Auswuchs versehen, an welchem farbloses Protoplasma angesammelt ist. Letzteres nimmt auf vorgerückteren Entwicklungszuständen den ganzen oberen Drittheil des Eies ein. Beobachten wir nunmehr fortgesetzt ein solches Oogonium, so sehen wir die farblose Substanz am Schnabelende einen papillenartigen Fortsatz treiben, der sich mehr und mehr zu einer selbständigen Kugel abrundet; diese trennt sich schliesslich von dem Inhalte des Oogoniums und wird in das umgebende Wasser ausgestossen, wo sie langsam zu Grunde geht. Die unmittelbare Wahrnehmung lehrt, dass hierbei die Membran des Oogoniums am Schnabelende nicht durchlöchert wird, vielmehr quillt sie gallertartig auf und der austretende Plasmatropfen wird durch die Gallerte gepresst. Der zurückgebliebene Inhalt des Oogoniums rundet sich ab, sein farbloser Scheitel ist der Empfängnissfleck. — Der das Antheridium tragende Ast ist mehr oder weniger stark gekrümmt. Sein oberes Drittheil ist zum Antheridium geworden und erscheint durch eine Scheidewand abgegrenzt (Fig. 132, *a*). Derselbe zeichnet sich im reifenden Zustande durch farblosen Inhalt aus, während der tragende Zweig reich an Chlorophyllkörnern ist. Das Antheridium kehrt meist seine Spitze von dem Oogonium ab. In dem farblosen Inhalte der Antheridiums sind kurze Stäbchen in longitudinaler Anordnung mehr oder weniger deutlich zu unterscheiden. Zu der Zeit, wo das Oogonium einen

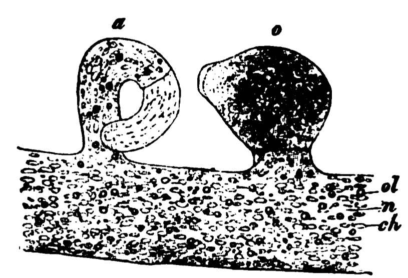


Fig. 132. Vaucheria sessilis. Stück des Thallus mit Geschlechtsorganen. *o* Oogonium; *a* Antheridium; *ch* Chromatophoren; *ol* Oeltropfen. Auch die Zellkerne *n* sind eingetragen worden, ungeachtet man sie nur nach entsprechender Tinction sieht. Vergr. 240.

Theil seiner farblosen, plasmatischen Substanz ausstösst, öffnet sich das Antheridium an seiner Spitze und entleert seinen schleimigen Inhalt. Der grösste Theil desselben bleibt in Gestalt farbloser Blasen im umgebenden Wasser liegen, wo er sich langsam desorganisirt; ein kleinerer Theil eilt in Gestalt winzig kleiner Spermatozoiden davon. Diese lebhaft wimmelnden Spermatozoiden sammeln sich alsbald in der Gallertmasse am Scheitel des Oogoniums an. Einzelne dringen bis an den farblosen Empfängnissfleck des Eies vor und tasten gleichsam an demselben herum. In besonders günstigen Fällen ist die Verschmelzung eines solchen Spermatozoiden mit dem Empfängnissfleck constatirt worden. Nach kurzer Zeit hat sich das befruchtete Ei, die Zygote, mit einer zarten Membran umgeben, die besonders deutlich am Empfängnissfleck zu sehen ist. Nach Verlauf einiger Stunden ist das farblose Protoplasma des Empfängnissfleckes gleichmässig in der Zygote vertheilt. Aeltere Zygoten sind dicht mit grossen Oeltropfen erfüllt, zeigen einige braune Flecke im Innern und besitzen eine derbe Haut.

Fixirt man die in Bewegung befindlichen Spermatozoiden mit Jodjodkalium, so kann man zwei ungleich lange, seitlich inserirte, entgegengesetzt gerichtete Cilien an denselben sehen. — Die Zellkerne in den Geschlechtsorganen haben wir unberücksichtigt gelassen; es ist aber festgestellt worden,[14]) dass zahlreiche Zellkerne in die Geschlechtsorgane einwandern und dass sie in den Antheridien anschwellen, um die Spermatozoiden zu bilden. Die kurzen Stäbchen, die wir in den Antheridien sahen, waren solche angeschwollene Zellkerne. Im Ei scheinen die zahlreichen Zellkerne zu einem einzigen zu verschmelzen.

Die Fucus-Arten an den Küsten der nordischen Meere sind fast das ganze Jahr hindurch fructificirend zu finden. Werden dieselben während der Fluth, wo sie unter Wasser sind, oder gleich nach Eintritt der Ebbe gesammelt und feucht, ohne anderweitige Verpackung versandt, so ist es sogar möglich, den Befruchtungsvorgang an weit vom Meere entfernten Orten zu beobachten. Die Sendung muss von einer grösseren Menge Seewasser begleitet sein. Nach Ankunft derselben hängt man einen Theil der Pflanzen frei an Schnüren auf, legt einen andern Theil in Seewasser. Die frei aufgehängten können nach sechs Stunden etwa, nachdem die Geschlechtsproducte entleert wurden, in Seewasser gelegt, nach etwa sechs Stunden wieder herausgenommen, aufgehängt und so zur Entleerung neuer Geschlechtsproducte veranlasst werden. Sollten die gleich nach Ankunft frei aufgehängten Pflanzen Geschlechtsproducte nicht ergeben haben, so sind solche von den in Wasser sofort eingelegten zu erwarten, wenn man diese nach etwa sechs Stunden herausnimmt und in freier Lage langsam abtrocknen lässt. Die Pflanzen können bei kühler Witterung eine mehrtägige Reise vertragen, ohne zu leiden. Durch periodisches Einlegen in Seewasser sind tagelang normale Geschlechtsproducte zu erzielen.

Um uns über den Bau der Geschlechtsorgane zu orientiren, wählen wir zunächst die hermaphrodite Art Fucus platycarpus Thuret zur Untersuchung. Dieselbe bedeckt beispielsweise in dichten Massen die stei-

nernen Bauten der Estacade in Ostende. Fucus platycarpus [15]) ist dadurch ausgezeichnet, dass er männliche und weibliche Geschlechtsorgane in demselben Conceptaculum vereinigt. Er ist ausserdem von Fucus vesiculosus, dem er im übrigen sehr ähnelt, dadurch verschieden, dass er constant der Luftblasen in der Frons entbehrt, während solche bei Fucus vesiculosus gewöhnlich, wenn auch nicht immer vorhanden sind. Die fertilen Exemplare von Fucus platycarpus, wie auch von Fucus vesiculosus schliessen mit blasenförmiger Anschwellung ihrer letzten Auszweigungen ab. Diese enthalten die Conceptacula. Die Anschwellungen sind bei Fucus platycarpus stärker als bei Fucus vesiculosus. Das Schneiden durch die blasenförmig aufgetriebenen Zweige bereitet einige Schwierigkeit wegen der starken Gewebespannung, welche bewirkt, dass die Aussenränder der Schnitte nach innen umschlagen. Die Blase fällt beim Anschneiden etwas zusammen, während ein Theil der eingeschlossenen Luft mit hörbarem Geräusch entweicht. Das Innere der Blase erscheint von einem fadigen Netzwerk und zum Theil auch von farbloser Gallerte erfüllt. Querschnitte zwischen Holundermark ausgeführt, zeigen uns den Bau des Thallus-Gewebes hier, so wie wir ihn bei Fucus vesiculosus früher kennen gelernt. Zu äusserst die Schicht kleiner polygonaler Zellen der Aussenrinde, nach innen fortschreitend grössere Zellen der Innenrinde, welche sich immer mehr strecken und schliesslich in das Netz von Zellfäden übergehen, die das Mark bilden. Die Zwischenräume der Fäden werden von Gallerte und Luft erfüllt. Die Conceptacula sind birnförmige Höhlungen im Gewebe. Eine enge Oeffnung führt nach aussen, zu dieser ragt ein Büschel zarter Haare hervor. Hat ein Schnitt das Conceptaculum median getroffen, so kann man sich leicht über den Bau desselben orientiren. Man sieht das Conceptaculum, umgeben von einer Hülle, die aus mehreren Schichten fest verbundener, tangential gestreckter Zellen besteht. Diese Hülle geht an ihrem Rande in das Gewebe der Innenrinde über. Daher auch die Conceptacula an der Rindenschicht des Thallus haften bleiben, wenn man die Rindenschicht gewaltsam von dem innern Fadengeflecht des Markes trennt. Der Thallusrand, der die Oeffnung des Conceptaculums umfasst, besteht zuletzt fast nur noch aus Zellen der Aussenrinde. Aus den Innenzellen der Hülle entspringen zahlreiche, auf das Conceptaculum bezogen, radial angeordnete Gebilde, welche den Innenraum des Conceptaculums bis auf einen engen, cylindrischen, nach aussen mündenden Raum ausfüllen. Die in Frage stehenden Gebilde sind zum Theil sterile Haare, die unverzweigt bleiben. Die Zahl dieser sterilen Haare nimmt nach dem oberen Theile des Conceptaculums zu. Die Zellen derselben sind gestreckt, mehrmals so lang als breit. Die dicht unterhalb der Mündung stehenden Haare bleiben hingegen kurzgliedrig. Diese kurzgliedrigen Haare sind es, die als Büschel nach aussen treten. Der Inhalt der Haarzellen sind: farbloses Protoplasma das alsbald in den Präparaten kammerige Structur annimmt, sehr kleine olivengrüne Chromatophoren, eine Anzahl stark lichtbrechender Körnchen und ein Zellkern. Den unverzweigten Haaren sind die reich verzweigten, welche die Antheridien tragen, gleich gebaut. Die Antheridien sitzen als einzellige Zweige an diesen Haaren, haben gestreckt ellipsoidische Gestalt und führen reichlicheren Inhalt. Zellkerne sind in den Antheridien nicht ohne weiteres zu sehen, wohl aber

die kleinen gestreckten Chromatophoren und stark lichtbrechende Körnchen. Kurz vor der Reife werden die Chromatophoren unsichtbar und der Inhalt ballt sich zu kleinen Körpern zusammen, deren jeder mit einem glänzenden rothbraunen Punkte versehen ist.[16]) Zwischen den sterilen und fertilen Haaren finden sich auch noch ellipsoidische Gebilde vor, welche die weiblichen Organe repräsentiren. Diese weiblichen Organe, die Oogonien, zeigen, je nach ihrem Reifezustande, verschiedene Grösse, erreichen aber schliesslich sehr bedeutende Dimensionen. Die grossen sind gelbbraun gefärbt, des reichen Inhalts wegen fast undurchsichtig, und enthalten, was unschwer zu constatiren, acht gegen einander an den Berührungsflächen abgeplattete Eier. Die kleinsten sind einzellig, in der Peripherie farblos, durchscheinend, mit braunem Fleck in der Mitte; ältere zeigen zwei bis acht Flecke und schliesslich werden zwischen diesen gleichzeitig die Scheidewände angelegt, welche den Inhalt des Oogoniums in acht gleichmässig vertheilte Zellen, die Eier, zerlegen. Erst nach vollendeter Theilung verbreitet sich die braune Färbung gleichmässig über den ganzen Inhalt der Eier. Die Wandung des Oogoniums ist auf allen Zuständen der Entwicklung nachzuweisen, doch wird sie erst auf späterem Entwicklungszustande als derbe, homogene und farblose Haut leicht sichtbar. Ist die Insertionsstelle eines Oogoniums gut getroffen worden, so sieht man, dass dasselbe einen einzelligen Stiel besitzt. — Es passirt in fast allen Schnitten durch reife Conceptacula, dass einzelne Oogonien von ihren Stielen abgerissen werden. Beobachtet man solche Oogonien eine Zeitlang, so sieht man eine äussere Hülle derselben am Scheitel platzen und die Eier, von einer inneren Hülle umgeben, hervortreten (Fig. 133 *A*). An der Basis dieser Hülle markirt sich eine kreisförmig umschriebene Stelle durch stärkere Lichtbrechung (vergl. die Figur); sie entspricht der Fläche der, das Oogonium nach unten abgrenzenden Querwand. Die innere Hülle quillt stark im umgebenden Wasser und zwar vornehmlich in ihrem oberen Theile. Bald sind ihre Contouren kaum mehr sichtbar, während die nicht quellende untere Stelle, die wir kurz als Nabel bezeichnen wollen, deutlich erhalten bleibt. Die Eier beginnen sich gegen einander abzurunden und rücken in der gequollenen Masse vor, den Nabel nach sich ziehend. Sie sind von einem sehr zarten Häutchen umgeben, das die Innenschicht der Innenhülle repräsentirt. Schliesslich wird auch diese Innenschicht unsichtbar und die Eier vertheilen sich in dem umgebenden Wasser. Die befreiten Eier runden sich ab; sie sind nackend, ohne Membran; in jedem Ei ist ein mittleres, helleres Bläschen zu erkennen. — Sind durch das Messer reife Antheridien aus den Conceptacula verstreut worden, so sieht man, dass auch aus diesen, nach einiger Zeit, der Inhalt, von einer inneren Membranschicht umgeben, hervortritt (Fig. 133 *B*). Die äussere Hülle verbleibt an dem Haar. Die innere Hülle des Antheridiums öffnet sich nach einiger Zeit in dem umgebenden Wasser und der Inhalt tritt in Gestalt kleiner Körper hervor. Bewegung ist an den so entleerten Spermatozoiden meist nicht zu sehen. — Mit Alcohol gehärtetes Material lässt sich viel besser schneiden und giebt, mit Hämatoxylin tingirt, schöne Bilder, die nicht unwesentlich die an frischem Material gewonnenen Resultate ergänzen. Wir wiederholen somit an diesen Schnitten unsere Beobachtungen und wenden besonders

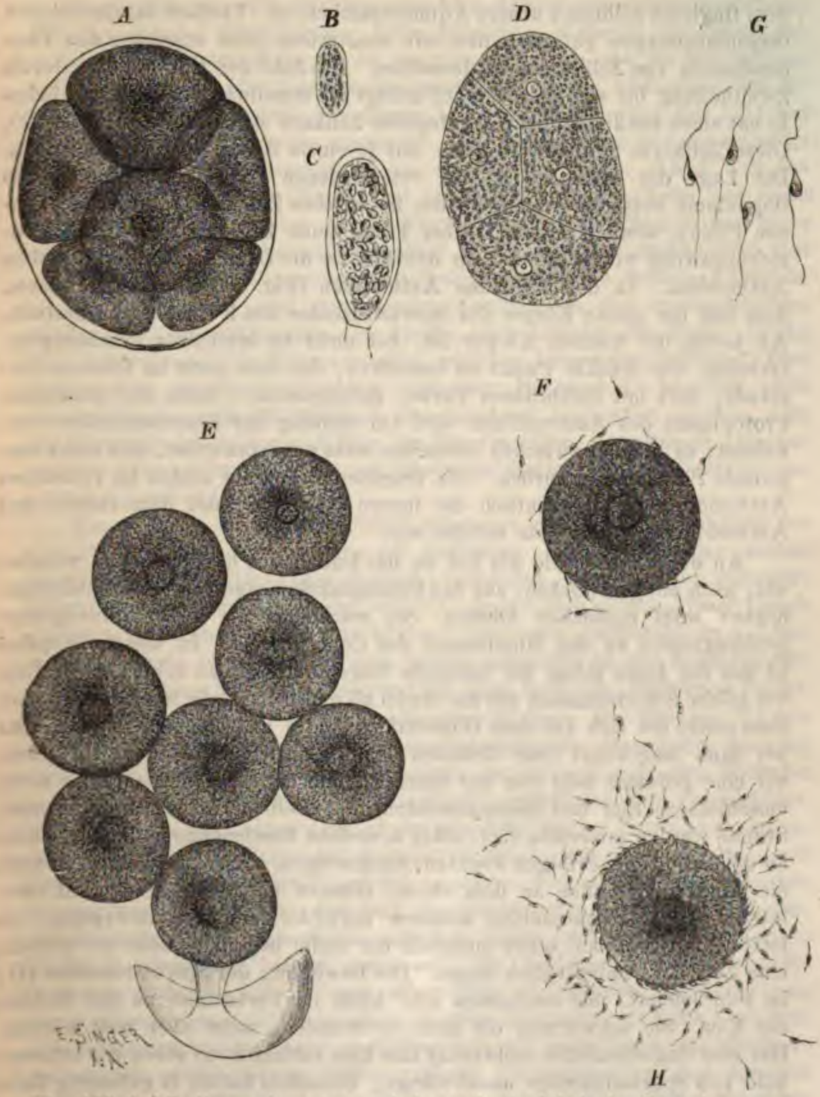


Fig. 133 *A—F.* Fucus platycarpus. *A* der entleerte Inhalt des Oogoniums, von der inneren Membranschicht umgeben; *B* der entleerte Inhalt des Antheridiums von der inneren Membranschicht umgeben; *C* ein Antheridium mit Alcohol fixirt und Hämatoxylin gefärbt; *D* Querschnitt durch den ebenso fixirten und tingirten Inhalt des Oogoniums. *E* entleerte Eier und ein Rest der Oogoniumhülle; *F* ein Ei mit anhaftenden Spermatozoiden. *G* u. *H.* Fucus vesiculosus. *G* Spermatozoiden mit Jodlösung fixirt; *H* ein Ei mit anhaftenden und umgebenden Spermatozoiden. *C* u. *G* 540 Mal, die übrigen Figuren 240 Mal vergrössert.

dem tingirten Zellinhalt unsere Aufmerksamkeit zu. Vielfach hat der Schnitt Oogoniumanlagen getroffen und wir constatiren jetzt unschwer das Vorhandensein von Zellkernen in denselben. Die Zahl der Kerne steigt durch Zweitheilung bis auf acht, hierauf erfolgt die simultane Theilung und jedes Ei hat einen annähernd central gelegenen Zellkern aufzuweisen (Fig. 133 *D*). Diese Zellkerne sind relativ klein, mit je einem Kernkörperchen versehen. Die Lage der Zellkerne in den verschiedenen Entwicklungsstadien des Oogoniums entspricht der Lage der im frischen Zustande sichtbaren braunen Flecke, somit ein jeder solcher Fleck einen Zellkern einschliesst, beziehungsweise verdeckt. — Sehr deutlich ist die Lage der Zellkerne in den Antheridien. In den reifenden Antheridien (Fig. 133 *C*) constatirt man, dass fast der ganze Körper des Spermatozoiden aus Kernsubstanz besteht. An jedem der kleinen Körper ist, bei nicht zu intensiver Hämatoxylinfärbung, der dunkle Punkt zu bemerken, der uns auch im frischen Zustande, dort mit rothbrauner Farbe, entgegentrat. Nicht das gesammte Protoplasma des Antheridiums wird zur Bildung der Spermatozoiden verwendet; es bleiben zwischen denselben stets unverbrauchte, sich nicht tingirende Plasmatheile zurück. Die tingirten Präparate zeigen im reifenden Antheridium bereits deutlich die innere Hülle, die mit dem Inhalt des Antheridium ausgestossen werden soll.

An den Pflanzen die wir frei an der Luft haben hängen lassen, werden wir, nach einigem Suchen, aus den Conceptakeln ausgestossene Geschlechtsorgane wohl entdecken können. Sie erscheinen als kleine olivengrüne Schleimtropfen an den Mündungen der Conceptacula. In diesen Tropfen ist mit der Lupe schon der entleerte Oogoniuminhalt zu erkennen. Heben wir solche Schleimmassen mit der Nadel ab und bringen sie in einen Tropfen Seewasser, der sich auf dem Objectträger, oder auf einem Deckglas, das wir dann umgekehrt einer feuchten Kammer auflegen, befindet, so finden wir eine grössere Zahl von der inneren Hülle der Geschlechtsorgane noch umschlossene Eier und Spermatozoiden in demselben. Innerhalb der ersten Stunde werden zahlreiche Eier, unter denselben Erscheinungen die wir schon an den Schnitten verfolgen konnten, ausgestossen. Sehr bald beginnen sich die Antheridiumhüllen an dem einen, seltener an beiden Enden zu entleeren. Die Spermatozoiden kommen entweder sofort in Bewegung, ja letztere hat eventuell schon innerhalb der Hülle begonnen, oder sie bleiben eine Zeit lang unbeweglich liegen. Die Bewegung der Spermatozoiden (*G*) ist sehr lebhaft. Sie erscheinen sehr klein im Verhältniss zu der Grösse der Eier. Sie schwärmen oft mehrere Stunden, meist aber weit kürzer. Hat eine Oogoniumhülle rechtzeitig ihre Eier entlassen, so sehen wir letztere bald von Spermatozoiden umschwärmt. Dieselben haften in grösserer Zahl der Oberfläche der Eier an (*F*). Sie sind schräg gegen das Ei gerichtet, berühren dasselbe mit der Spitze und einem Theil ihrer Längsseite. Dabei fahren sie fort mit der einen, der hinteren Cilie, weiter zu schlagen. Sind sie in hinlänglicher Anzahl vorhanden, so versetzen sie das Ei in Rotation, eines der anziehendsten Schauspiele, das unter dem Mikroskop zu verfolgen ist. Dieses Schauspiel erinnert auffallend an die Befruchtungsvorgänge in verschiedenen Abtheilungen des Thierreichs, beispielsweise bei Echinodermen, Actinien und Würmern. Bei Pflanzen ist sie nur für

Fucaceen bekannt. Die Drehung der Eier dauert etwa zehn bis zwanzig Minuten, worauf dieselben zur Ruhe kommen. Während der Bewegung muss ein Spermatozoid in das Ei eingedrungen sein und die Befruchtung vollzogen haben. Die Rotation ist keine nothwendige Bedingung der Befruchtung und unterbleibt bei dieser Art sehr leicht, wenn die Zahl der Spermatozoiden nicht gross genug ist. Die Befruchtung hat die sofortige Bildung einer Cellulosemembran um das Ei zur Folge. Lässt man befruchtete Eier in einem Uhrglas mit Seewasser stehen, so kann man meist am zweiten, spätestens am dritten Tage, die erste Theilung in den Eiern constatiren. Die unbefruchteten Eier erhalten nur ausnahmsweise eine Membran, für alle Fälle gehen sie alsbald ohne sich zu theilen zu Grunde. — Da Antheridien und Archegonien zugleich an den hermaphroditen Receptakeln entleert werden, so dürfte, nach Eintritt der Fluth, häufig eine Befruchtung mit Spermatozoiden gleichen Ursprungs erfolgen. Eine Befruchtung mit Spermatozoiden entlegener Receptakeln ist aber nicht ausgeschlossen und dürfte durch den Umstand begünstigt werden, dass die Spermatozoiden meist früher als die denselben Receptakeln entstammenden Eier entleert werden und häufig bei Entleerung der letzteren bereits ausgeschwärmt haben.

Um den Bau der Spermatozoiden genauer kennen zu lernen, fixiren wir dieselben nach ihrer Entleerung mit Jodlösung. Mit Zuhülfenahme starker Vergrösserungen können wir nunmehr feststellen, dass sie eine gestreckt eiförmige Gestalt besitzen (Fig. 133 *G*). Zwei Cilien verschiedener Länge entspringen ihrem Körper; eine kürzere, nach vorn gerichtete, ist an dem vorderen Ende, eine längere, nach hinten gerichtete an der Seite inserirt. An der Insertionsstelle der hinteren Cilie liegt auch der rothbraune Punkt.

Für das Studium des Befruchtungsvorganges ist übrigens F u c u s v e s i c u l o s u s noch günstiger als Fucus platycarpus. Man findet ihn auch noch häufiger als letzteren. In Ostende ist beispielsweise der Vorhafen in der Nähe der Station maritime mit Fucus vesiculosus dicht ausgekleidet. Der Bau der Geschlechtsorgane ist der nämliche wie bei Fucus platycarpus, doch sind die Individuen getrenntgeschlechtlich, die Conceptacula somit nur mit Antheridien oder Oogonien versehen. Frei aufgehängte Pflanzen stossen nach einigen Stunden ihre Geschlechtsorgane aus. Die Schleimtropfen welche die Antheridien enthalten, fallen durch ihre orangenrothe Färbung schon dem blossen Auge auf. Die Schleimtropfen, welche die Oogonien enthalten, sind olivengrün gefärbt. Bringt man ein wenig von dem orangerothen Schleim in einen Tropfen Seewasser, so kann man denselben meist schon im nächsten Augenblick, mit lebhaft beweglichen Spermatozoiden erfüllt sehen. Völlig gesunde Spermatozoiden sind ziemlich stark lichtempfindlich und zwar lichtscheu, so dass sie selbst bei relativ geringer Lichtstärke sich meist noch an dem Zimmerrande, selten am Fensterrande, des Beobachtungstropfens sammeln. Bei intensivem Lichte ist ihre Bewegung ziemlich geradlinig, in der Richtung der einfallenden Lichtstrahlen. Doch halten die einzelnen Spermatozoiden die eingeschlagene Richtung nicht continuirlich ein, bleiben vielmehr von Zeit zu Zeit plötzlich stehen und bewegen sich dann eine Strecke weit in umgekehrter Richtung. So hin und her pendelnd gelangen sie schliesslich an den Schatten-

rand des Tropfens. Bei sehr schwacher Beleuchtung ist eine bestimmte Richtung der Bewegung kaum mehr zu erkennen und ebenso wenig auch bei nicht völlig gesunden Spermatozoiden. In allen Fällen halten aber die Spermatozoiden die pendelnde Art der Bewegung mit plötzlichen Aenderungen der Bewegungsrichtung ein. Da die Eier etwas schwerer als Wasser sind und somit nach Eintritt der Fluth auf dem Thallus, der sie erzeugte, liegen bleiben oder auf ein anderes Substrat unter dem Wasserspiegel geschwemmt werden, so ist es klar, dass die Lichtscheu den Spermatozoiden zu gute kommt und dieselben in die Tiefe führt, wo sie auf Eier treffen können. — Die grosse Masse der bei Fucus vesiculosus producirten Spermatozoiden gestattet auch ein bequemes Fixiren derselben mit Reagentien. Jodlösungen und Pikrinsäure bewähren sich hierbei am besten, und zeigen an den Spermatozoiden denselben Bau, den wir schon bei Fucus platycarpus kennen gelernt haben (*G.*) — Um den Befruchtungsvorgang zu sehen, tragen wir, auf eine grössere Anzahl Objectträger, in Seewassertropfen, die olivengrünen Schleimmassen der weiblichen Receptakeln ein. Wir durchmustern hierauf dieselben, um den Zeitpunkt zu constatiren, wo entleerte Eier bereits vorhanden sind. Solche dürften wir für alle Fälle innerhalb der ersten Stunde vorfinden. Uebrigens sind auch Eier, die seit mehreren Stunden entleert sind, noch empfängnissfähig, so dass wir unsere Präparate in eine feuchte Kammer stellen und sie der Reihe nach für unsere Versuche verwerthen können. — Beobachten wir den Vorgang der Entleerung der Eier unter dem Mikroskop, so können wir, zum Unterschied von Fucus platycarpus, constatiren, dass die Oogoniumhülle bis zum Freiwerden der Eier hier sichtbar bleibt, dass deren innere Schicht sich besonders deutlich markirt und dass die äusseren Schichten während der Entleerung der Eier umgestülpt werden. — Bringen wir ein wenig von dem orangerothen Schleim in ein Präparat mit entleerten Eiern, so haben sich alsbald Spermatozoiden um letztere angesammelt. Damit dieses übrigens nach Wunsch erfolge, dreht man das Präparat in der Art, dass die entleerten Spermatozoiden das Licht fliehend auf die Eier treffen. Man kann dann feststellen, dass auch diejenigen Spermatozoiden, die etwa um eine Eibreite an den Eiern vorbeikommen, plötzlich von ihrem Wege ablenken um auf das Ei zu stürzen. Es findet entschieden ein Anziehung auf Entfernungen statt, die etwa einem doppelten Eidurchmesser gleichen. Diese Anziehung beruht, wie neuerdings festgestellt wurde,[17]) auf einem chemischen Reiz, der durch eine vom Ei ausgesonderte Substanz, welche die Bewegungsrichtung der Spermatozoiden bestimmt, ausgeübt wird. Die Spermatozoiden bleiben an dem Ei haften und ist letzteres bald von ihnen ganz bedeckt. Die Spermatozoiden liegen der Eioberfläche in schräger Richtung, mit der Spitze und einem Theile der cilienlosen Längsseite an, schlagen mit der hinteren, seitlich inserirten Cilie weiter und versetzen das Ei in rasche Rotation. Diese pflegt bereits einzutreten, wenn die Zahl der anhaftenden Spermatozoiden noch nicht gross ist. Bei Beginn der Bewegung wird die Richtung derselben oft verändert. Man kann feststellen, dass die Rotation in der Richtung erfolgt, nach der die Spitzen der meisten Spermatozoiden gerichtet sind:[18]) geht die Rotation in eine entgegengesetzte über, so geschieht dies, weil neu

hinzugekommene Spermatozoiden eine entsprechend orientirte Majorität gebildet haben. Ist eine Richtung dauernd geworden, so verändern auch die anders gerichteten Spermatozoiden allmählich ihre Lage und man sieht nur noch gleich gerichtete das Ei umgeben. Das Ei erscheint auch von einem Schwarm freier Spermatozoiden umgeben, die sich innerhalb seiner Wirkungssphäre bewegen (Fig. 133 *H*). Besonders wird die Ansammlung der Spermatozoiden zwischen empfängnissfähigen Eiern bemerklich, wenn solche in grösserer Zahl neben einander sich befinden. Nach zehn bis zwanzig Minuten hört die Rotation des Eies auf, dasselbe wird von den anhaftenden Spermatozoiden verlassen und hat auch aufgehört auf die vorbeieilenden eine Anziehung auszuüben. Es ist inzwischen die Befruchtung vollzogen, ein Spermatozoid jedenfalls aufgenommen worden, wenn auch bei der Undurchsichtigkeit des Eies das nicht zu constatiren ist. Das Ei hat gleichzeitig eine äusserst zarte Membran erhalten. — Es fällt auf, dass unter den in einem Tropfen entleerten Eiern meist einzelne von den Spermatozoiden bevorzugt werden; um viele derselben sammeln sich die Spermatozoiden überhaupt nicht an. Letzteres Verhalten dürfte durch den Mangel der Ausscheidung des die Bewegungsrichtung der Spermatozoiden bestimmenden Stoffes aus den betreffenden Eiern bedingt sein. Unter den immerhin künstlichen Bedingungen, in denen sie sich befinden, mögen solche Eier etwas gelitten haben. So sind auch die aus den Antheridien entleerten Spermatozoiden öfters unbeweglich, oder schwärmen nur träge und ganz kurze Zeit. Um absterbende Eier, oder Oogonien, welche sich zersetzende Eier enthalten, sind öfters auch Spermatozoiden zu sehen, so dass anzunehmen ist, dass auch diese einen die Spermatozoiden anziehenden Stoff ausscheiden. Auch haften die Spermatozoiden oft massenhaft in der Gallerte quellender Oogoniumhüllen.

Von den die Meere so zahlreich bewohnenden Florideen sind im süssen Wasser nur wenige Vertreter vorhanden. Die relativ verbreitetste Art unter diesen ist das Batrachospermum moniliforme. Man trifft es nicht selten in rasch fliessenden Bächen, wo es den Steinen aufsitzt. Es ist meist von brauner Farbe und bildet gallertartig schlüpferige, weiche Fäden. Betrachtet man ein Stückchen der Pflanze bei schwacher Vergrösserung, so fällt vor Allem die Existenz eines verzweigten Stammes auf, der aus einer einfachen Reihe stark gestreckter, an den Enden etwas angeschwollener Zellen, die aus ihrem oberen Ende dicht unter der Scheidewand je einen Wirtel von Zweigen entsenden, besteht. Diese Zweige bilden eine grosse Zahl anderer, scheinbar dichotomischer Auszweigungen, so dass ein dichter Büschel entsteht, der schon dem blossen Auge kenntlich ist. Aus den Basilarzellen der Wirtelzweige entspringen anders gestaltete, sogenannte accessorische Zweige, welche an der Internodialzelle der Hauptaxe abwärts wachsen und eine einschichtige Berindung derselben veranlassen. In den Wirtelzweigen sind die Zellen tonnenförmig angeschwollen, so dass die Fäden selbst rosenkranzförmig erscheinen. Die Endzellen schliessen oft mit einer Papille ab, die sich auch in einen feinen haarförmigen Fortsatz verlängern kann. — Die Zweige liegen in einer gemeinsamen Gallerte eingebettet. Die Zellen der Rindenzweige sind cylindrisch, langgestreckt. Gleichen Ursprungs mit den Wirtelzweigen sind

die Aeste, welche die Gliederung der Stämmchen wiederholen. Als Inhalt der Stammzellen erscheint ein dünner Protoplasmabeleg und wässriger Zellsaft. Chlorzinkjodlösung färbt die Membran dieser Zellen violett, während die Wände der Zellen in den Wirtelzweigen und Rindenzweigen farblos bleiben. Die Zellen der Wirtel- und Rindenzweige haben eine Anzahl olivengrüner, flacher, unregelmässig contourirter Chromatophoren aufzuweisen.[20]) Dass es sich hierbei nicht um die Gesammtfärbung des protoplasmatischen Wandbelegs, sondern um individualisirte Farbstoffträger handelt, ist namentlich deutlich in den substanzärmeren Zellen der Rinde zu erkennen. Die aufeinanderfolgenden Zellen hängen durch je einen sehr feinen Tüpfel im Mittelpunkt der Scheidewände zusammen, doch ist dieser Porus hier nicht eben leicht zu sehen. An fixirtem und tingirtem Material ist ausserdem zu constatiren, dass jede Zelle einen wandständigen Zellkern besitzt.[21]) — Im Herbst findet man das Batrachospermum meist fructificirend. Man erkennt dies leicht an den „Glomeruli", den kugelförmigen, aus radial gehäuften kurzen Zweigen gebildeten Köpfchen die in den Zweigquirlen liegen. Wo solche Glomeruli in einiger Entfernung von den Sprossscheiteln zu sehen sind, wird man, letzteren sich nähernd, auch die Geschlechtsorgane finden. Die männlichen Geschlechtsorgane, die Antheridien (Fig. 134 *A*), sitzen an den Enden der Wirtelzweige, meist in Zweizahl (vergl. die Figur 134). Es sind farblose, runde Zellen, von einer zarten Haut umgeben, die bei der Entleerung allein zurückbleibt (so bei *v*, bei *s* der Augenblick der Entleerung.) Die Spermatien (*s*) werden in Einzahl aus dem gesammten Inhalte eines Antheridiums erzeugt; sie sind unbeweglich, daher hier auch als Spermatien und nicht Spermatozoiden bezeichnet. Sie erscheinen rund bis birnförmig, membranlos, enthalten vacuolenfreies Protoplasma, einige glänzende Körnchen und, wie fixirte und tingirte Präparate lehren, einen stattlichen Zellkern.[22]) Die Spermatien von Batrachospermum sind relativ gross. Die weiblichen Geschlechtsorgane, die Carpogonien[23]) sind aus der Scheitelzelle anderer, in demselben Wirtel mit den antheridientragenden, befindlicher Zweige entstanden. Diese Wirtelzweige konnten dann nicht weiter wachsen und erscheinen daher zwischen den Nachbarzweigen eingesenkt. Wir finden sie am besten, wenn wir die entsprechenden Sprosse vorsichtig unter dem Deckglas zerquetschten, so zwar, dass sich die Wirtelzweige von ihren Tragaxen zum Theil ablösten (Fig. 134 *B*) Das Carpogonium ist in seinem unteren Theile, dem Bauchtheile (bei *c*), relativ schmal, flaschenförmig und geht nach oben in ein weit dickeres, kolbenförmig angeschwollenes Gebilde über, das als Trichogyn (*t*) unterschieden wird. An der Ansatzstelle des Trichogyns ist das Carpogon halsartig verengt. Es ist mit Hülfe von Tinctionen nachzuweisen, dass der Bauchtheil des Carpogoniums ausser dichtem Protoplasma einen grossen Zellkern und Chromatophoren enthält.[24]) Das Trichogyn ist von vacuolenhaltigem Protoplasma und einzelnen, sich dunkel tingirenden Körnchen erfüllt. Ein, seltener zwei Spermatien (*s* Fig. *C*) copuliren mit der Spitze des Trichogyns und sind, da relativ gross, nicht schwer zu erkennen. Sie haben nach der Copulation eine Membran erhalten, doch sieht man, dass an der Copulationsstelle eine offene Communication zwischen dem Spermatium und dem Trichogyn besteht und

dass der Inhalt des ersteren in das Trichogyn aufgenommen worden ist. Nach vollzogener Befruchtung ist das Spermatium und das Trichogyn fast leer (*C*), der Bauchtheil des Carpogons ist vergrössert, dicht mit Inhalt angefüllt, der Halstheil durch einen Membranpfropf abgeschlossen (*C*). Wie die Anwendung von Tinctionsmitteln lehrt, ist auch der Zellkern aus dem Spermatium ausgewandert, da aber im Bauchtheile des Carpogons auch jetzt nur ein Zellkern sich nachweisen lässt, so liegt die, auf analoge Fälle gegründete Annahme nahe, dass der Spermakern zum Eikern gewandert und mit diesem zum Keimkern verschmolzen ist. Den Inhalt des Carpogons haben wir nach alledem als Ei aufzufassen; die im Trichogyn zurückgebliebenen, nach der Befruchtung abgegrenzten zellkernlosen Sub-

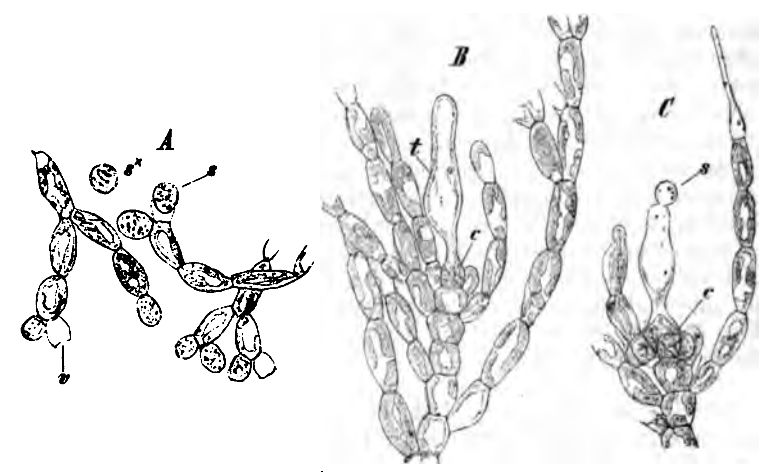


Fig. 134. Batrachospermum moniliforme. *A* einzelne durch Druck isolirte Wirtelzweige mit Antheridien. Bei *s*× ein Spermatium, bei *s* ein solches im Augenblick der Entleerung, bei *v* ein leeres Antheridium. *B* ein isolirter Wirtelzweig mit einem noch unbefruchteten Carpogonium. Bei *c* Basaltheil, bei *t* Trichogyn desselben. *C* ein Wirtelzweig mit befruchtetem Carpogonium; *s* ein entleertes mit dem Trichogyn copulirtes Spermatium; beginnende Sprossung aus dem Basaltheil des Carpogons bei *c*. Vergr. 540.

stanzreste, aber als eine aus der Eizelle eliminirte Masse, ähnlich derjenigen die in andern Fällen schon vor der Befruchtung aus dem Ei entfernt wird. Die weitere Entwicklung wird nun dadurch eingeleitet, dass aus den Seitenflächen des befruchteten Carpogons zahlreiche schlauchförmige Aussprossungen „Ooblasteme“ hervortreten, die sich alsbald zu verzweigen beginnen. (Der Anfang dieses Vorgangs ist in unserer Figur *C* zu sehen.) Fast gleichzeitig sprossen aus der das Carpogon tragenden „hypogynen“ so wie der nächstfolgenden Zelle „Hüllzweige“ hervor, welche sich um die inneren fertilen Fäden legen und sie seitlich umhüllen. So entsteht rasch das aus radial ausstrahlenden Fäden gebildete Köpfchen, das als Glomerulus, oder im Allgemeinen als Cystocarp zu bezeichnen ist. Die Anfänge dieser Glomeruli fallen leicht in die Augen; noch lange kann man aus denselben die Trichogyne mit den anhaftenden, einer oder mehreren Spermatien-

hüllen hinausragen sehen. Durch Zerdrücken dieser und älterer Anlagen bringt man die einzelnen Entwicklungszustände der Ooblasteme unschwer zur Ansicht. Diese verzweigen sich reichlich, ihre Endzellen schwellen schliesslich, sich mit Inhalt füllend, an und bilden die „Carposporen", die man neben den reifenden Früchten oft liegen sieht. Diese Carposporen werden aus einer zarten an dem Ooblasten zurückbleibenden Hülle entleert; sie sind kugelrund, zeigen kleine glänzende Körner, einige Chromatophoren und den meist auch im frischen Zustande erkennbaren Zellkern in ihrem Plasma. Man findet auch leicht an reifen Glomeruli haftende Keimungszustände und zwar in Gestalt relativ enger, nur einseitig aus der Carpospore hervorgetretener, sich alsbald septirender Schläuche.

Es ist festgestellt worden,[25]) dass aus den Carposporen von Batrachospermum zunächst ein Vorkeim gebildet wird, der aus gegliederten Zellfäden besteht. Diese erzeugen an ihren Enden einzellige Sporen und vermehren sich unverändert mit Hülfe derselben. Einzelne Zweige des Vorkeims nehmen schliesslich den complicirten Aufbau der sich geschlechtlich differenzirenden Stämmchen an. Letztere werden durch gegliederte Fäden am Substrat befestigt. — Eine solche Sporenbildung kommt bei Batrachospermum normaler Weise nur am Vorkeim vor, bei den meisten andern Florideen begegnen wir hingegen noch den sogenannten Tetrasporen, die meist auf besonderen ungeschlechtlichen Individuen, doch in manchen Fällen auch auf der geschlechtlich differenzirten Pflanze gebildet werden. Es sind das unbewegliche, der ungeschlechtlichen Vermehrung dienende Sporen, die ihren Namen erhielten, weil sie meist zu vieren aus der Theilung einer Mutterzelle hervorgehen.

Die kleine, aber verbreitete Familie der Characeen nimmt eine ziemlich selbständige Stellung im Pflanzensystem ein. Am besten lässt sich dieselbe noch an die grünen Algen anknüpfen. Sie ist durch einen sehr eigenthümlichen Bau der Geschlechtsorgane ausgezeichnet.[26]) Wir wollen dieselben bei einer der gemeinsten Arten, der Chara fragilis, näher betrachten. Die Characeen sind charakterisirt durch einen gegliederten Stengel, der an seinen Knoten Quirle blattähnlicher Strahlen trägt. Die Internodien zwischen zwei Quirlen sind einzellig entweder nakend oder von einer als Rinde bezeichneten Zellschicht bedeckt. Die Knoten sind vielzellige Scheiben, welche in ihrem Umkreis den Blattquirl tragen. Von ihnen aus erfolgt auch die Berindung der Internodien und die Zweigbildung. Aus den unteren Stammknoten gehen die langen, durch schiefe Wände getheilten und verzweigten Rhizoide hervor. Die Blätter sind ähnlich wie der Stengel gegliedert und bilden in ihren untern Theilen aus Knoten Seitenblättchen. Diese sind bei den meisten Arten auf der Innenseite des Blattes stärker als auf der Aussenseite entwickelt und können an letzterer sogar ganz fehlen. Die Geschlechtsorgane der Characeen sind an die Blätter gebunden. Chara fragilis fructificirt reich zu Anfang des Sommers. Die Antheridien fallen schon dem unbewaffneten Auge als rothe Kügelchen auf. Sie haben etwa 1/3 Millimeter Durchmesser. Sie

stehen einzeln auf der Innenseite der Blätter, in deren Mittellinie, (Fig. 135 *A a*) und vertreten die Stelle eines Blättchens. Die weiblichen Organe, die „Eiknospen", befinden sich dicht über den Antheridien und entspringen als Sprosse aus dem untersten Knoten des als Antheridium entwickelten Blattes (Fig. 135 *A ob*). Die Antheridien zeigen einen complicirten Bau. Um uns mit demselben vertraut zu machen, betrachten wir zunächst ein reifes Antheridium etwa bei 100facher Vergrösserung von aussen. Dasselbe zeigt scheinbar einen rothen Kern, der von einer farblosen Hülle umgeben ist. Diese farblose Hülle ist von zierlich angeordneten Scheidewänden gefächert. Wir suchen nun ein möglichst reifes Antherium, etwa an einem Blatte, dessen obere, zuerst sich öffnenden Antheridien bereits zerfallen sind, trennen dasselbe mit den Nadeln ab und zerquetschen es vorsichtig unter einem Deckglas. Ist das Antheridium wirklich reif, so zerfällt dessen Wand in regelmässige Stücke. Aus dem Innern treten hervor zahlreiche zarte, lange Fäden und zwischen denselben einige cylindrische, orange gefärbte Zellen. Letztere sind die Griffe oder Manubrien und ihre Färbung rührt von länglichen Chromatophoren her. Bei näherer Untersuchung stellt man weiter fest, dass jeder solcher einzellige Griff an seinem schmäleren Ende eine farblose, rundliche Zelle, das Köpfchen trägt, dem eine Anzahl kleinerer, farbloser Zellen, der secundären Köpfchen, entspringt. Von diesen gehen die zahlreichen feinen, farblosen Fäden aus. Schon bei etwa 200facher Vergrösserung kann man deutlich sehen, dass jeder Faden aus einer grossen Zahl flacher, eine einzige Reihe bildender Zellen besteht. Ist aber das Antheridium reif gewesen, so erkennt man in jeder dieser Zellen einen zusammengerollten Faden, das Spermatozoid. Wir bringen jetzt unser Präparat in einer feuchten Kammer unter und suchen uns in noch anderer Weise über den Bau der Antheridiumwand zu orientiren. Beim Zerquetschen der Antheridien ist nämlich in den Bau dieser Wand kaum klare Einsicht zu gewinnen; auf das natürliche Oeffnen eines Antheridiums auf dem Objectträger wartet man vergebens, doch an Orten, wo sich Antheridien kurz zuvor geöffnet haben, sind meist die Wandstücke derselben noch zu finden. Sie haften, durch die desorganisirten Fadenäste festgehalten, dem Blatte an. Wir befreien sie mit der Nadel und können nun leicht ihre Gestalt und ihren Bau studiren. Sie sind dreieckig oder viereckig trapezförmig. Diese Stücke, „die Schilder", sind flach und von Scheidewänden durchsetzt, die gegen einen gemeinsamen Mittelpunkt gerichtet denselben nicht erreichen. Jeder Schild ist somit einzellig, gegen seine Ränder hin jedoch durch Leisten gefächert. Den Leisten entsprechen Einschnitte am Rande. Die Schilder führen rothe, kugelige Chromatophoren, welche durch die Leisten in Streifen getrennt nur in der Mitte der Zelle zusammenhängen. Sie liegen der Innenwand der Zelle an, weshalb uns bei Betrachtung des ganzen Antheridiums ein dunkler rother Kern von einer hellen Wand umgeben erschien.

Sehen wir uns jetzt ein jüngeres, fertig ausgebildetes Antheridiu an, so können wir feststellen, dass die Schilder mit den Einschnitt ihres Randes in einander passen und dass acht Schilder, näı

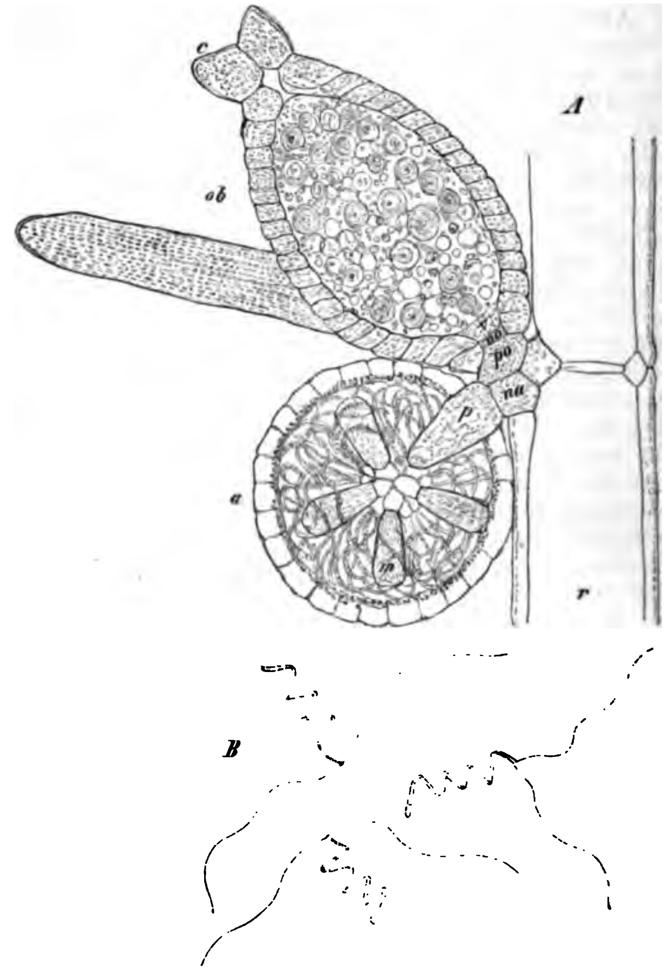


Fig. 135. Chara fragilis. *A* Medianer Längsschnitt durch ein Blatt *r* und die demselben entspringenden Geschlechtsorgane. *a* Antheridium und zwar *na* der Basilarknoten, *p* der Stiel, *m* die Griffe desselben. *ob* Eiknospe und zwar *po* die Stielzelle, *no* die Knotenzelle, *v* die Wendezelle, *c* das Krönchen derselben. Vergr. 90.

lich vier obere und vier untere, in der Wand vertreten sind. Die vier oberen haben die Gestalt von Dreiecken, die vier unteren diejenige von Trapezen, weil eine Ecke derselben abgeschnitten ist und sie mit dieser schmalen Seite an den Stiel des Antheridiums

ansetzen. Den vollen Einblick in den Bau des Antheridiums gewinnen wir aber erst auf Schnitten. Diese herzustellen ist nicht so schwer, wie es auf den ersten Blick erscheinen möchte. Man bringt ein mit Geschlechtsorganen besetztes Blatt zwischen die Finger, die Geschlechtsorgane nach innen gekehrt, und halbirt es nun mit scharfem Messer der Länge nach. Meist genügt diese Operation, man kann aber versuchen, noch einmal den Schnitt zu halbiren und so eine Mittellamelle zu gewinnen. Ist letzteres gelungen, so erhält man das hier beigefügte Bild. An demselben ist die Insertion des Antheridiums (*a*) an dem Blatte klar. Der Stiel des Antheridiums (*p*), mit denselben orangerothen Chromatophoren wie die Manubrien an seiner Wand bekleidet, setzt sich bis in die Mitte des Antheridiums fort. Der Mitte der Schilder entspringen die Manubrien (*m*). Die denselben aufsitzenden Köpfchen stossen in der Mitte aufeinander und auf den Stiel. Aus den secundären Köpfchen sieht man die Spermatozoiden bildenden Fäden hervorgehen. — Nehmen wir jetzt wieder das bei Seite gelegte Präparat mit den zerdrückten Antheridien vor. Sind dieselben sehr reif gewesen, so haben sich die Spermatozoiden jetzt, nach ein bis zwei Stunden, aus den Fäden zu befreien begonnen. Sie treten durch eine seitliche Oeffnung aus ihrer Mutterzelle hervor, anscheinend heftig durch eine quellende Substanz aus derselben hervorgedrückt. Es sind korkzieherförmige Fäden (Fig. 135 *B*), sehr ähnlich den Spermatozoiden der Moose. Sie umschreiben vier volle Windungen; an ihrem vordern etwas verjüngten Ende tragen sie zwei sehr lange Cilien, die länger als der ganze Körper der Spermatozoiden sind. An ihrem hintern Ende werden die Spermatozoiden etwas dicker und erscheint ihre Substanz hier wie feinkörnig. Diese Spermatozoiden schreiten fort, indem sie sich gleichzeitig um ihre Axe drehen und hin und her zittern. Fixirt man sie mit Jodlösung, so treten die Cilien deutlich hervor und der ganze gelblich werdende Körper zeigt sich von winzigen, etwas quellenden Stärkekörnchen besetzt. Etwas grösser werden dieselben am hinteren Ende der Spermatozoiden. Das ganze Präparat ist von Spermatozoiden erfüllt, wie denn die Zahl der in einem Antheridium producirten sich auf etwa 30,000 abschätzen lässt. Die Antheridien pflegen sich spontan am frühen Morgen zu öffnen. Die sphärische Krümmung der Schilder nimmt bedeutend ab, indem sie sich von einander trennen und diese ihre Tendenz veranlasst eben das Aufspringen des Organs. Die Spermatozoiden pflegen einige Stunden zu schwärmen.

Ueber den Bau der Eiknospe orientiren wir uns zunächst am besten auf solchen Entwicklungszuständen, wo dieselbe noch cylindrisch und durchscheinend ist. Das unter ihr befindliche Antheridium ist dann übrigens schon fertig ausgebildet, sie selbst beginnt sich etwas zu bräunen. An einer solchen Eiknospe sieht man eine gestreckte centrale Zelle, die mit feinkörnigem Protoplasma dicht erfüllt ist und am Grunde eine hellere Stelle zeigt.

Sie wird getragen von zwei flachen, inneren Zellen, deren obere eine sogenannte Wendungszelle (*v*), deren untere eine Knotenzelle (*no*) ist und einer kurzen Stielzelle (*po*). Letztere sitzt der Knotenzelle (*na*) auf, welche das Antheridium trägt. Umhüllt wird die centrale Zelle der Eiknospe von fünf Schläuchen, die ihrer Knotenzelle entspringen. Diese Schläuche laufen schraubenförmig um die Centralzelle und enden über ihr in dem sogenannten Krönchen (*c*). Die fünf Zellen des letzteren sind durch Scheidewände von den Hüllschläuchen abgegrenzt. Daran dass das Krönchen nur fünfzellig ist, können wir unsere Pflanze ohne weiteres als eine Chara erkennen, während die andere Gattung der Characeen, Nitella, durch nochmalige Theilung ein zehnzelliges Krönchen, das somit aus fünf Paaren von Zellen besteht, erhält. In den Hüllschläuchen solcher jungen Eiknospen ist die Protoplasmaströmung sehr schön zu sehen. Die Chlorophyllkörner haben sich bereits gestreckt und einen braunen Ton angenommen. Auf nächstfolgenden Zuständen wird die Eiknospe oval und der Inhalt der Centralzelle, das Ei, füllt sich, undurchsichtig werdend, mit Oeltropfen und Stärkekörnern (Fig. 135), welch letztere eine schöne, concentrische Schichtung zeigen. Die Hüllschläuche werden dunkler und lagern sich Kalkmassen an deren Oberfläche auf. Die Eier sind in derselben Zeit empfängnissreif, da sich die Antheridien desselben Blattes öffnen. Die Hüllschlauchenden dicht unter dem Krönchen strecken sich ein wenig, wobei die äusseren Membranschichten der Schläuche an dieser Stelle durchrissen werden. Man sieht in Folge dessen die bis an das Krönchen zuvor mit Kalk incrustirte Hülle, nunmehr unter dem Krönchen kalkfrei werden. Gleichzeitig mit ihrer Streckung haben sich die Hüllschläuche aber auch seitlich von einander getrennt und es sind somit Spalten entstanden, die bis in das Innere, zum Scheitel des Eies, führen. Es ist somit durch Streckung und seitliche Trennung der Hüllschlauchenden ein kurzer „Hals" unter dem Krönchen entstanden, der die Befruchtung des Eies ermöglicht. Untersucht man in der That am frühen Morgen in der Nähe der zuletzt geöffneten Antheridien befindliche Eiknospen, so findet man in und an den Spalten des Halses zahlreich anhaftende Spermatozoiden. Sie werden hier durch eine gallertartige Substanz festgehalten. Die befruchteten Eier werden von einer starken, farblosen Haut umgeben, die an letztere grenzenden Innenwände der Schläuche fangen nach einiger Zeit an sich zu verdicken und zu bräunen. Trotz der Kalkincrustation kann man diese Verhältnisse durch Behandlung der Eiknospen mit Salzsäure sichtbar machen.

Anmerkungen zum XXIV. Pensum.

[1]) de Bary, Conjugaten, p. 3; Strasburger, Befr. und Zellth., p. 5; Kny, Wandtafeln, Text, p. 11.

[2]) Schmitz, Stzber. der niederrh. Gesell., 4 Aug. 1879, p. 23.

[3]) Schmitz, Chromatophoren der Algen, p. 131.

[4]) Hierzu Thuret, Ann. d. sc. nat. Bot., III. Sér., XIV. T., p. 219 u. Taf. 16; Schmitz, Siphonocladiaceen, p. 34 u. Chromatophoren, p. 119, Anm.; Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., p. 72.

[5]) Vergl. Areschoug, Observ. phycolog., II, Acta soc. scient. Upsal., vol. IX, 1874.

[6]) Rostafiński und Woronin, Ueber Botrydium granulatum, 1877.

[7]) Vergl. Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 7. Juni 1880, Sep.-Abdr., p. 9.

[8]) Strasburger, Wirkung des Lichtes und der Wärme auf Schwärmsporen. Jenaische Zeitschr. f. Naturwiss., Bd. XII, p. 566; Stahl, Bot. Ztg., 1880, Sp. 409.

[9]) Rostafiński und Woronin, l. c., p. 11.

[10]) l. c., p. 9.

[11]) Thuret, Ann. d. sc. nat. Bot., 2. sér., Bd. XIX, p. 270, Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., p. 213 u. 84.

[12]) Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr., p. 4; Strasburger, Zellb. u. Zellth. III. Aufl., p. 88.

[13]) Vergl. Pringsheim, Monatsber. d. kgl. Ak. d. Wiss. zu Berlin aus dem Jahr 1855; de Bary, Ber. d. Freib. Naturf. Gesell., 1856; Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., p. 90.

[14]) Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr., p. 5; Chromatophoren der Algen, p. 124.

[15]) Vergl. hierzu die Etudes phycologiques von Thuret, p. 26; dort auch die älteren Angaben.

[16]) Schmitz, Chromatophoren der Algen, p. 122.

[17]) Pfeffer, Ber. d. deut. bot. Gesell., I. Jahrg., p. 524.

[18]) Vergl. auch Thuret et Bornet, Etudes phycologiques, p. 32, Anm.

[19]) v. Solms-Laubach, Bot. Ztg., 1867, p. 161; Bornet et Thuret, Anm. d. sc. nat. Bot., V. sér., Bd. VII, p. 144; Schmitz, Stzber. d. kgl. Ak. d. Wiss. z. Berlin, 1883, p. 227.

[20]) Schmitz, Chromatophoren der Algen, Abbildung Fig. 24 u. 25.

[21]) Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr., p. 1.

[22]) Schmitz, Chromatoph. d. Algen, p. 124 und Stzber. d. kgl. Akad. d. Wiss. zu Berlin 1883, p. 222.

[23]) Ich folge hier der von Schmitz vorgeschlagenen Terminologie, l. c., p. 223.

[24]) Schmitz, l. c.

[25]) Sirodot, Bull. de la soc. Bot. de France, T. XXII, 1875, p. 128 ff.

[26]) A. Braun, zuletzt in Kryptog. Flora v. Schlesien, Bd. I, p. 369; de Bary, im Monatsber. d. Akad. d. Wiss. Berl., Mai 1871; J. Sachs in Goebel, Grundz. d. Syst. u. spec. Pflmorph., p. 58.

XXV. Pensum.

Eine besondere, zwischen Thier und Pflanzen stehende Gruppe von Organismen bilden die sogenannten Schleimpilze oder Myxomyceten. Das Studium derselben bietet das allerhöchste Interesse und versuchen wir es daher, sie an einem besonders günstigen Beispiele kennen zu lernen. Wir wählen Chondrioderma difforme Rfski[1]) (Diderma difforme Pers., Physarum album Fr., Diderma Libertianum Fres., Didymium Libertianum de Bary, um nur die wichtigsten der zahlreichen Synonyme zu nennen). Es ist das einer der allergemeinsten Myxomyceten, den man auf faulenden Blättern, Mist und dergl. überall findet. Auf faulenden Blättern erkennt man ihn besonders leicht; er bildet auf denselben rundliche, weisse Körper, die bis über ein Millimeter im Durchmesser erreichen. Sie stehen stets in grosser Zahl neben einander, doch meist zerstreut, ohne sich zu berühren. Hin und wieder verschmelzen einzelne mit einander. Sie sind ohne Stiel und sitzen dem Substrat mit breiter Basis auf. — Man kann sich Untersuchungsmaterial so gut wie sicher verschaffen, wenn man im Herbst die längere Zeit im Felde stehenden, zu Bündel vereinigten, trockenen Stengel von Vicia Faba in Cultur nimmt.[2]) Man weicht die Stengel mehrere Stunden lang in Brunnenwasser ein und legt sie in einem flachen, mit Glasscheiben bedeckten Gefäss, auf eine mehrfache Lage stark befeuchteten, schwedischen Fliesspapiers hin. Nach wenigen Tagen haben sich neue Fruchtkörper von Chondrioderma auf den Stengelstücken und dem Fliesspapier gebildet und können dieselben nunmehr längere Zeit (ein halbes Jahr und darüber) zu neuen Aussaaten benutzt werden.

Führt man Längsschnitte durch solche Fruchtkörper oder präparirt sie mit Nadeln unter dem Simplex, so überzeugt man sich leicht, dass sie eine doppelte Haut haben. Die äussere steht von der inneren ab, sie vereinigen sich an der Basis, sind manchmal aber auch am Scheitel verwachsen. Diese äussere Haut ist weiss und mit kleinen Körnern besetzt. Fügt man Salzsäure hinzu, so schäumt sie auf, die kleinen Körner schwinden und es bleibt eine sehr zarte farblose Membran zurück. Die innere Haut ist in ihrem oberen Theile ebenfalls zart und farblos, im unteren wird sie

dicker und färbt sich violett bis braun, im trocknen Zustande irisirt sie oft. Die dem Substrat angeschmiegte Basis des Sporangiums zeigt nur eine relativ dicke braune Wand, ohne oder nur mit Spuren von Kalk. Die Sporen sind kugelig, durchscheinend violettbraun, mit einem sehr zarten, punktirten Netzwerk an ihrer Oberfläche. Die Capillitiumfasern können ganz fehlen oder sie sind in grösserer oder geringerer Anzahl zwischen den Sporen vertreten. Bei grösserer Zahl derselben kann man feststellen, dass sie der Grundfläche entspringen, strahlig verlaufen und mit der Innenwand im oberen Theile des Sporangiums verwachsen sind. Es sind sehr dünne, solide Fäden, die sich in ihrem Verlauf von der Basis nach dem Scheitel des Sporangiums zu verzweigen. Bei manchen Gattungen der Myxomyceten sind diese Capillitiumfasern viel schöner gebaut und bilden beispielsweise in dem Sporangium von Arcyria cylindrische oder etwas plattgedrückte, anastomosirende Röhren, die mit leistenförmig vorspringenden Ringen, Halbringen oder Warzen besetzt sind, bei Trichia, freie an den Enden meist zugespitzte cylindrische, lebhaft gelb, braun, auch roth gefärbte Röhren mit vorspringenden Spiralleisten auf der Aussenseite.

Von Chondrioderma difforme gelingen die Aussaaten besonders leicht[3]) und dies hat uns zur Wahl dieser Species bestimmt. Diese Aussaaten sind in einem Decoct von Kohlblättern- oder von Fabastengeln am besten auszuführen und gelingen nur dann vollständig, wenn sich Gewebstheile der betreffenden Pflanzen in dem Culturtropfen befinden.[4]) Wir führen die Aussaat auf Deckgläsern aus, die wir zuvor einige Male durch eine Flamme zogen, um sie zu desinficiren. Das Decoct ist längere Zeit im Kochen erhalten worden, um die in demselben vorhandenen Keime zu zerstören. Zum Zwecke der Aussaat fahren wir mit der Spitze einer zuvor ausgeglühten Nadel, nachdem wir sie mit dem Decoct befeuchtet, in ein Sporangium und tauchen nun die Nadelspitze, an der Sporen haften blieben, in den auf dem Deckglas befindlichen Tropfen. Das Deckglas wird hierauf umgekehrt und mit den Rändern auf den als feuchte Kammer fungirenden Papprahmen gelegt. — Die ausgesäeten Sporen sind an der einen Seite ähnlich wie monocotyle Pollenkörner eingefaltet (Fig. 136 *a*). Nach kurzem Liegen in dem Flüssigkeitstropfen tritt die Falte vor und rundet sich die Spore kugelig ab (*b*). Die zuvor eingefaltete Membranstelle zeichnet sich durch schwächere Verdickung und hellere Färbung von den übrigen Theilen der Sporenhaut aus. Nach Ablauf von spätestens 24 Stunden beginnt die Keimung. Man sieht den protoplasmatischen Inhalt aus der Spore hervortreten (*c*). Durchbrochen wird die Sporenhaut, in ganz unregelmässiger Weise, an der zuvor eingefalteten Stelle. Der befreite Inhalt rundet sich kugelig ab (*d*), die entleerte Sporenhaut bleibt zurück. Alsbald beginnen sich Gestaltänderungen an dem befreiten Inhalte zu zeigen. Schliesslich streckt sich derselbe und nimmt längliche Birnform an (*e f g*). Das vordere Ende zieht sich zu einer langen Geissel aus und mit dieser im umgebenden Wasser peitschend, schwimmt der Schwärmer da-

von. Beim Schwimmen zeigt der Körper des Schwärmers eine grosse Flexilität (*e*), gleichzeitig dreht er sich um seine Längsaxe. Nach etwa 36 Stunden ist der Flüssigkeitstropfen mit Schwärmern erfüllt, die bei dieser Species so gross sind, dass sie bei 300facher Vergrösserung bereits bequem beobachtet werden können. Nach

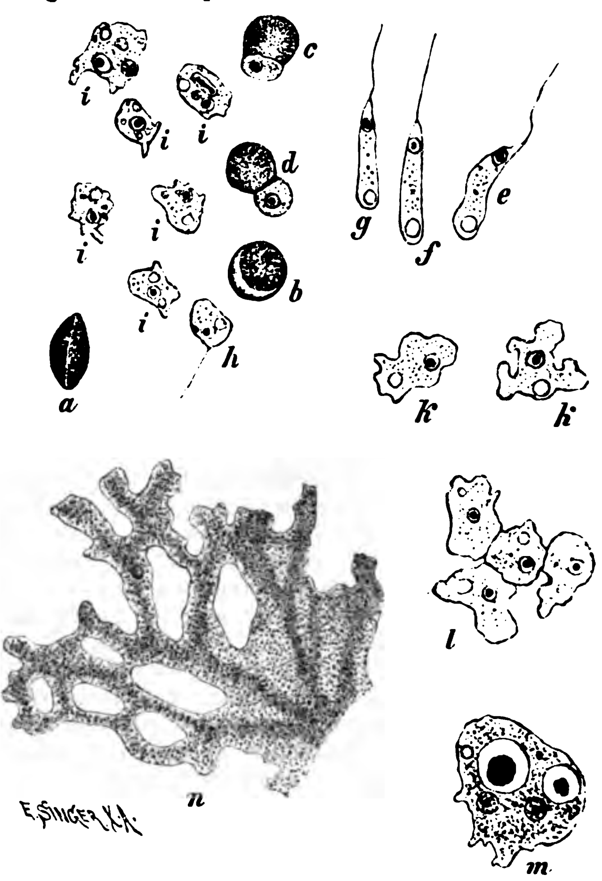


Fig. 136. Chondrioderma difforme. *a* eine trockne zusammengefaltete Spore, *b* eine geschwollene Spore; *c* und *d* Austritt des Inhalts aus der Spore; *e*, *f* und *g* Schwärmspore; *h* Uebergang des Schwärmers zur Myxoamoebe; *i* jüngere, *k* ältere Myxoamoeben; *l* aneinander liegende Myxoamoeben kurz vor der Verschmelzung; *m* ein kleines Plasmodium; *n* Art eines ausgewachsenen Plasmodiums. *a*—*m* 540 Mal, *n* 90 Mal vergrössert.

36 Stunden hat eine Anzahl Schwärmer bereits das Schwimmen aufgegeben und gleitet am Deckglas oder der Oberfläche des Tropfens fort. An solchen Schwärmern ist die lange Cilie, die tastend hin und her geführt wird, leicht zu sehen, auch können wir ohne Mühe, selbst bei der vorhin genannten Vergrösserung,

uns von dem Vorhandensein des Zellkerns und der contractilen Vacuole im Schwärmer überzeugen. Der Zellkern liegt im vorderen Körperende und ist namentlich an dem stärker das Licht brechenden Kernkörperchen zu erkennen (*e f g*). Die contractile Vacuole ist im hinteren Körperende vorhanden. Wir sehen dieselbe langsam anwachsen, so dass sie uns schliesslich als rosa Bläschen erscheint, dann plötzlich schwinden (in Fig. *e*, *f*, *g* ist die Vacuole in dem Augenblicke maximaler Grösse dargestellt). Im Uebrigen ist der Körper fast homogen, mit nur wenigen, deutlicher sichtbaren Körnchen. Die Bewegungen der gleitenden Schwärmer zu verfolgen, ist sehr anziehend, da dieselben die mannigfaltigsten Evolutionen ausführen. Oft biegt sich das vordere Ende scharf nach rückwärts und gleitet am hinteren entlang, bald rollt sich der Schwärmer zusammen und streckt sich im nächsten Augenblicke wieder aus. Schliesslich verliert sich die ursprüngliche Gestalt des Körpers und wird amoeboid (*h*). Die Cilie ist zunächst noch vorhanden. Bald wird dieselbe eingezogen und wir haben eine Myxoamoebe vor Augen (*i*). Diese fliesst nun hin und her, ihre Gestalt dauernd verändernd. Der Kern und die contractile Vacuole sind noch vorhanden, doch in unbestimmter Lage. Ausserdem werden jetzt kleine fremde Körper in den Zellleib aufgenommen. Sie liegen in Vacuolen (vergl. die verschiedenen Figuren unter *i*). Haben sich, wie dies fast stets in den Culturen der Fall, Bacterien eingefunden, so werden diese in die Amoeben aufgenommen und augenscheinlich verdaut. Bei starker Vergrösserung sind deutlich corrodirte Bacterien, Coccen oder Stäbchen, in den Vacuolen zu sehen. Sind die Bacterien sehr zahlreich in der Cultur, dann hemmen sie freilich alsbald die Entwicklung der Myxoamoeben und gehen letztere zu Grunde. Sehr oft tritt in den Culturen auf dem Stadium der Schwärmer oder der Myxoamoeben Encystirung ein. Es geschieht das, wenn die Nährstoffe im Tropfen erschöpft oder die Entwicklungsbedingungen sonst wie ungünstig werden. Dann kugeln sich die Schwärmer oder Amoeben ab und umgeben sich mit einer zarten Haut, sie bilden die Mikrocysten. Wird ein neuer Flüssigkeitstropfen zu dem vorhandenen hinzugefügt, so kriecht der Inhalt der Mikrocysten alsbald wieder hervor, eine äusserst zarte Haut zurücklassend. Er gestaltet sich von neuem zum Schwärmer. Am dritten bis vierten Tage haben die Myxoamoeben nicht unbedeutend an Grösse zugenommen (*k*), sie zeigen auch bewegteren Contour. Ein Strömen der Protoplasmamasse im Innern des Körpers ist deutlich zu sehen, die äussere Gestaltsveränderung ist sehr lebhaft. — Die meisten Culturen kommen über dieses Stadium nicht hinaus. Sie gehen entweder durch Bacterien zu Grunde oder die Myxoamoeben kapseln sich immer wieder von neuem ein. In manchen Culturen gelingt es jedoch, an einer grösseren oder geringeren Anzahl von Myxoamoeben Verschmelzungserscheinungen zu sehen. Die Myxoamoeben lagern sich dicht an einander (*l*), bleiben so eine Zeit lang fast unbeweglich liegen und kriechen hierauf wieder aus

einander oder verschmelzen unter den Augen des Beobachters zu einer grossen Amoebe. So entstehen kleine Plasmodien (*m*), welche einander begegnend, zu immer grösseren sich vereinigen. Meist sind die Deckglasculturen über dieses Stadium nicht hinauszubringen. Ist übrigens, wie Eingangs schon erwähnt, Sorge dafür getragen worden, dass auch feste Gewebstheile der betreffenden Pflanzen, aus welchen das Decoct hergestellt wurde, sich in dem Tropfen befinden, so ziehen sich die Plasmodien oft auf diese zurück und wachsen dann zu bedeutender Grösse an. Sie verzehren die betreffenden Pflanzentheile so vollständig, dass nur die verholzten Elemente, vor Allem Gefässtheile, zurückbleiben. Das Plasmodium selbst erscheint dann dicht mit körnigen Inhaltsmassen angefüllt, welche es fast undurchsichtig machen. Die Verzweigungen des Plasmodiums zeigen reiche Gliederung (*n*) und bieten ein herrliches Object für Protoplasmaströmung. Während die peripherischen Theile des Plasmodiums ruhen, sieht man die flüssigen Theile in dessen Innern in kräftiger Bewegung begriffen. Der Strom fliesst dem Rande zu, sich hierbei in zahlreiche feine Zweige spaltend. An den Zuflussstellen werden neue Ausstülpungen am Plasmodium gebildet; allmählich wird die Bewegung langsamer, steht endlich still, um nach einer Weile in die entgegengesetzte überzugehen. Auch diese hebt langsam an, erreicht ein Maximum der Schnelligkeit, wird dann wieder träger und schliesst mit Stillstand ab. So bewegt sich pendelartig die Substanz hin und her, je nachdem aber die gegen den Rand oder vom Rande hinweg gerichtete Strömung vorwiegt, werden neue Zweige gebildet oder schon vorhandene eingezogen. Wo Zweige auf einander stossen, vereinigen sie sich, um eine Masche zu bilden. So verschmelzen auch Plasmodien derselben, niemals solche verschiedener Species mit einander. — An dickeren Strängen ist leicht die Existenz einer farblosen Hautschicht festzustellen; diese ruht, während das körnerreiche Plasma („Körnerplasma") sich in Bewegung befindet. Doch ist das Körnerplasma nicht scharf gegen das Hautplasma abgesetzt und reicht auch die in Strömung befindliche Masse nicht ganz bis an die Hautschicht heran. — Wo ein neuer Zweig entsteht, wölbt sich erst homogene Plasmamasse vor, das Körnerplasma rückt nach. Alle diese Erscheinungen rufen den Eindruck hervor, dass in der homogenen Hautschicht nur die verdichtete, homogene Grundsubstanz des Plasmas, das „Hyaloplasma", vorliegt und dass dieses Hyaloplasma in den weniger dichten Theilen nur darum nicht homogen ist, weil es von Mikrosomen, Zellkernen und metaplasmatischen, das heisst fremdartigen Plasmaeinschlüssen erfüllt ist. Auch fehlen nie mit wässrigem Inhalt erfüllte Vacuolen; in solchen zeigen sich öfters auch grössere, von aussen aufgenommene, fremde Körper eingeschlossen. — Das Plasmodium ist stets von einer schleimigen Hülle umgeben, welche als Ausscheidungsproduct aufzufassen ist und jedenfalls aus Nebenproducten des Stoffwechsels besteht. Diese schleimigen Massen blei-

ben an den Orten zurück, von denen die Plasmodien sich zurückgezogen haben und bezeichnen die Bahnen, in denen sich dieselben bewegten. — Die Aufnahme fremder Stoffe in das Plasmodium erfolgt durch Umfliessen derselben. Einmal in den Körper aufgenommen, werden sie, soweit verdaulich, aufgelöst, ihre Substanz dem Körper des Plasmodiums assimilirt; soweit unverdaulich, werden die aufgenommenen Körper wieder ausgestossen. — Am vierten oder fünften Tage nach der Aussaat kriecht wohl das Plasmodium auch bis an den Rand des Deckglases, oft über diesen hinauf auf den Rahmen oder die Oberfläche des Deckglases, beginnt sich in einzelnen Knotenpunkten zu sammeln und bildet hier wieder weisse, mit Sporen dicht erfüllte Fruchtkörper.

Man fixirt die in Bewegung befindlichen Plasmodien sehr gut mit absolutem Alcohol, mit 1% Chromsäure, oder concentrirter Pikrinsäure, indem man das ganze Deckglas in das betreffende Reagens legt. Hat man das Präparat alsdann sorgfältig ausgewaschen und in sehr diluirtem Haematoxylin gefärbt, so kann man leicht die zahlreich in dem Körnerplasma vertheilten, dunkel tingirten Zellkerne ausfindig machen.[5])

Dem Plasmodium von Aethalium septicum (Fuligo varians Sommf.) begegnet man oft im Freien, vornehmlich in und auf der Gerberlohe, wo es zoll- bis fussgrosse rahmartige, dottergelbe Massen bildet. Sie treten auch selbst im Winter in Gewächshäusern auf, in welchen Gerberlohe als Unterlage dient. — Es lassen sich, zum Zwecke der Beobachtung, die Plasmodien nicht direct auf einen Objectträger übertragen, man bekommt sonst nur eine desorganisirte Masse zu sehen, dieselben müssen von selbst auf den Objectträger kriechen. Um sie auf den Objectträger zu locken, benutzen wir die Eigenschaft der Plasmodien, sich dem Wasserstrom entgegen zu bewegen. Wir stellen zu diesem Zwecke[6]) ein Trinkglas auf, das wir bis an den Rand mit Wasser füllen; schneiden uns Streifen aus Fliesspapier von etwas geringerer Breite als diejenige unserer Objectträger, lassen die Fliesspapierstreifen sich mit Wasser vollsaugen und führen je einen aus dem Glase auf die eine Fläche des vertical aufgestellten Objectträgers. Der Objectträger wird durch den anhaftenden Papierstreifen in wagerechter Lage erhalten; wir lassen ihn übrigens etwas nach aussen überhängen, damit er den Papierstreifen spannt und dieser sich nicht der Aussenwand des Trinkglases anlege. Durch diesen Saugapparat einfachster Art wird ein continuirlicher Wasserstrom über die eine Objectträgerfläche geleitet. Der ganze Apparat ist auf einer Sandschicht aufgestellt, die das herabsickernde Wasser aufnimmt. An der Basis eines jeden Objectträgers wird ein Stück Lohe mit aufsitzendem Plasmodium placirt und zwar derjenigen Seite des Objectträgers, an welcher das Wasser hinabrinnt, angelehnt. Das Trinkglas muss von Zeit zu Zeit nachgefüllt werden. Der Apparat steht unter einer Glocke und ist ausserdem mit dunklem Recipienten bedeckt, damit das Licht die Bewegungsrichtung der Plasmodien nicht beeinflusse. — Die Plasmodien bewegen sich nun aufwärts an der befeuchteten Glasfläche und zwar in sehr zarten Strömen. Nach spätestens

einem halben Tage haben sie den Objectträger mit einem sehr feinen, baumartig verzweigten Maschenwerk überzogen. Dieses können wir nun direct unter dem Mikroskop auf dem betreffenden Objectträger untersuchen, nur müssen wir dafür sorgen, dass das Präparat während der Beobachtung nicht zu rasch austrockne, die Intensität des Lichtes nicht zu rasch steige und nicht zu gross werde. Es lässt sich auch wohl ein Deckglas auf das Präparat auflegen, wenn durch kleine Schutzleisten, etwa entsprechend dicke Rosshaarstückchen, dafür gesorgt wird, dass das Plasmodium nicht gedrückt werde. Meist pflegt es sich von der immerhin erfolgenden Störung nach einiger Zeit zu erholen. Auch können wir es versuchen, die Plasmodien an dem Apparat direct unter Deckglas zu bringen, wenn wir der zu befeuchtenden Seite des Objectträgers zunächst Deckgläser aufkitten. Dieselben sind am besten an den vier Ecken mit kleinen Maskenlack- oder Canadabalsamtröpfchen zu befestigen. Es geschieht nun häufig genug, dass ein Plasmodiumzweig von selbst unter ein solches Deckglas kriecht und sich dort ausbreitet; ja die so erhaltenen Plasmastränge sind sogar ganz besonders zart und durchsichtig. Ueberhaupt sind aber bei Aethalium nur die nach der geschilderten Methode, der Schwerkraft entgegen, auf die Objectträger geleiteten Ströme zur Untersuchung geeignet, während diejenigen, die auf einen horizontal gelegten Objectträger, der mit Plasmodiumstücken bedeckt wurde, etwa herüberwandern, zu dick und undurchsichtig sind.

Dieses Plasmodium ist nicht anders als dasjenige von Chondrioderma gebaut, wenn auch für die Untersuchung weniger günstig. Ausser den metaplasmatischen Einschlüssen führt es auch noch Körner von kohlensaurem Kalk und von gelbem Farbstoff, der einzelne Kalkkörner überzieht.

Trocknet die Gerberlohe bald nachdem die Plasmodien sich in derselben zeigten aus, so bilden sich nicht selten Sklerotien. Solche findet man denn hin und wieder in alten Lohhaufen bei den Gerbern. Ein solches Sklerotium bildet einen gekröseähnlichen, unregelmässig abgerundeten wachsartig-zähen, gelben Körper von oft bedeutenden Dimensionen. Derselbe lässt sich sehr gut mit dem Messer schneiden und die Schnitte sehen unter dem Mikroskop wie aus einzelnen Zellen gebildet aus. Das ganze Sklerotium besteht nämlich aus kleinen runden Gebilden von etwas schwankender Grösse. Man bekommt hin und wieder Sklerotien zu Händen, in denen die einzelnen Kugeln von farblosen Membranen umgeben sind; fügt man Chlorzinkjodlösung hinzu, so färben sich diese Membranen violett. In anderen Fällen ist an den Kugeln eine differente Haut, auch nach Chlorzinkjodbehandlung, nicht zu erkennen. Fixirt man die Sklerotien und färbt zarte Schnitte derselben mit Hämatoxylin, so kann man sich von der Existenz mehrerer Zellkerne in jeder Kugel überzeugen. Solche Sklerotien haben, falls man in den Besitz derselben gelangte, das grosse Interesse, dass man sie gegen ein halb Jahr lang benutzen kann, um Plasmodien zu ziehen. Man braucht sie zu diesem Zwecke nur in entsprechend grossen Stücken auf eine feuchte Unterlage, etwa auf mit Wasser durchtränktes Fliesspapier zu legen.

Wir können nicht umhin, uns auch mit dem Bau des Fruchtkörpers von Aethalium septicum bekannt zu machen.[7]) Derselbe geht aus dem

Plasmodium durch unmittelbare Differenzirung desselben hervor, und zwar kriecht das Plasmodium, das in der Jugend lichtscheu ist, auf die Oberfläche des Substrats, um dort zu fructificiren. Wir finden somit den Fruchtkörper des Aethaliums auf Lohhaufen in Gestalt grösserer oder kleinerer platter Kuchen, von ein bis zwei Centimeter Dicke. Der Fruchtkörper erscheint bei der Reife dunkelbraun. Versuchen wir ihn jetzt zu schneiden, so bekommen wir in den Präparaten im wesentlichen nur grosse Massen kleiner, runder, braungefärbter Sporen. Zwischen diesen liegen zusammenhängende körnige Hautstücke. Setzt man Salzsäure hinzu, so verschwinden die Körnchen unter heftigem Aufbrausen, sie bestanden aus kohlensaurem Kalk; zurück bleiben bräunlich gefärbte faserige Membrantheile. Ausserdem sieht man, zwischen den Sporen vertheilt, farblose, dünne, verzweigte stellenweise angeschwollene Fasern. — Um Einblick in diese Verhältnisse zu gewinnen, müssen wir einen eben in Bildung begriffenen, noch gelb gefärbten Fruchtkörper in Alcohol einlegen. Führen wir nun durch diesen, nachdem er gehärtet, Schnitte senkrecht zur Oberfläche, so constatiren wir bei schwacher Vergrösserung, dass das Innere des Fruchtkörpers durchzogen ist von dicken gewundenen Schläuchen, deren Membran mit Kalkkörnern dicht besetzt ist. Letztere erscheinen gelb, weil so gefärbte Substanz sie bedeckt. Das Innere der Schläuche wird von einer Unzahl von Sporen erfüllt; die Schläuche sind somit Sporangien. Ausser den Sporen sieht man in deren Innerm noch ein netzförmiges Geflecht von Fasern, das Capillitium. Diese Fasern sind der Sporangiumwand angewachsen, stellenweise zu Blasen erweitert, die Kalkkörner und den ihnen anhaftenden Farbstoff führen. Der Querschnitt zeigt, dass an die fertilen inneren Schläuche nach oben und unten eben solche sterile, die Rinde bildenden, grenzen. Es sind das nur die peripherischen Enden der fertilen Schläuche, und eben so verflochten wie diese. In der Rinde collabiren die Lumina der Schläuche sehr bald und ihre mit Kalkkörnern bedeckten Wände bilden eine zusammenhängende Kruste. — Diese, sowie Reste der schliesslich auch zerfallenden inneren Schlauchtheile, waren uns als mit Kalk incrustirte Häute in dem reifen Fruchtkörper aufgestossen, auch sahen wir da bereits die relativ gut erhaltenen Capillitiumfasern. — Der Fruchtkörper von Aethalium septicum ist somit ein zusammengesetzter, in welchem die einzelnen Schläuche als Sporangien aufzufassen sind, während wir in Chondrioderma difforme eine Species kennen lernten, die in einfachen Sporangien fructificirt.

Wird eine Fliege in Wasser geworfen, das man in einem Tümpel schöpfte, so ist es sehr wahrscheinlich, dass auf dieser alsbald faulenden Fliege sich eine Saprolegniee einstellt, ein Pilz aus der Reihe der Phycomyceten oder Fadenpilze. Es dürfte ein Repräsentant der Gattung Achlya oder Saprolegnia sein.[8]) Nach einiger Zeit ist die Fliege gleichmässig von weissen Fäden umgeben, die alle senkrecht von ihrem Körper abstehen und annähernd gleiche Länge haben. Reissen wir ein Stück Körper von der Fliege ab, so können wir mit diesem die Fäden unversehrt auf den Objectträger übertragen und weiter hier beobachten. Die

Fäden sind zunächst einzellig; ist aber der richtige Entwicklungszustand erreicht, so sind viele an ihrem Ende keulenförmig angeschwollen, haben sich hier dicht mit Protoplasma angefüllt und diesen Theil durch eine Scheidewand von dem tiefer gelegenen abgegrenzt. Das so gebildete Sporangium erzeugt alsbald Schwärmsporen, die wir leicht continuirlich in ihrer Entstehung verfolgen können. Es wird gut sein, wenn wir zu diesem Zwecke unsere Präparate nicht direct auf den Objectträger, sondern in den suspendirten Tropfen einer feuchten Kammer einlegen. Das Sporangium ist vollständig von Protoplasma erfüllt oder es zeigt ein enges Lumen. Es nimmt allmählich ein netzförmiges Aussehen an und beginnt sich in kleine Theile zu sondern. Die Grenze dieser Theile wird durch Ansammlung dunkler, stark lichtbrechender Körnchen bezeichnet. Rasch sieht man nun die Theile sich von einander durch schmale Streifen hyaliner Substanz, die augenscheinlich aus den Körnchen hervorgeht, sondern. Nach kurzer Zeit verschwinden die Streifen wieder und der Inhalt des Sporangiums erscheint gleichmässig körnig. Nach einigen Augenblicken treten kleine Vacuolen in grosser Anzahl in dem Plasma auf. Hierauf zeigen sich nochmals Trennungslinien aus Körnchen. Wiederum bilden sie homogene Zwischensubstanz. Die polygonalen Theilstücke runden sich ab; sie beginnen sich hierauf gegeneinander zu bewegen. Alsbald folgt ihr Ausschwärmen. Es findet an der Spitze des Sporangiums statt. Hier war die Membran gequollen und löste sich schliesslich im umgebenden Wasser auf. Die Schwärmsporen treten eine nach der anderen hervor. Sie eilen entweder gleich davon, oder sie bleiben erst, einen kugeligen Haufen bildend, vor der Oeffnung des Sporangiums liegen. Nach einigen Stunden fangen sie dann an, einzeln diesen Haufen zu verlassen, zurück bleibt von jeder nur eine zarte Haut. Relativ selten tritt der Fall ein, dass die Schwärmsporen im Innern des Sporangiums durch feste Scheidewände getrennt werden und jede darnach durch ein besonderes Loch in der Seitenwandung des Sporangiums ihre Kammer verlässt. Die eiförmigen Schwärmsporen besitzen zwei Cilien. Fixiren wir kleine Theile des Rasens mit absolutem Alcohol, Pikrinsäure oder Chromsäure und färben mit Boraxcarmin oder Hämatoxylin, so können wir in den schlauchförmigen Zellen der Saprolegnien leicht zahlreiche kleine Zellkerne nachweisen. Dieselben sind regelmässig im Wandbeleg vertheilt, durch Plasmastränge verbunden. In jedem Kern ist ein Kernkörperchen zu unterscheiden. Die Schwärmsporen erhalten bei ihrer Bildung je einen Zellkern, wie dies das fixirte und tingirte Sporangium, sowie auch die einzelnen Schwärmsporen zeigen. In der ausgetretenen Schwärmspore ist der Zellkern aus seiner centralen Lage verschoben, das Centrum hingegen von einer kleinen Vacuole eingenommen.

Auf eine grosse Zahl ungeschlechtlicher Generationen pflegt in den Culturen diejenige der geschlechtlichen zu folgen. Wir

sehen die Schlauchenden jetzt kugelig anschwellen. Sie bilden ein Oogonium, das durch eine Querwand abgegrenzt wird. Aus dem gesammten Inhalte des Oogoniums bildet sich eine grössere oder geringere Anzahl kugelrunder Eier. Jedes Ei hat eine hellere Stelle im Innern aufzuweisen. Auf der Oogoniummembran markiren sich runde Flecke, sie entsprechen schwächer verdickten Stellen. Wir nehmen an, dass wir eine Form vor Augen haben, welche Antheridien an seitlichen Zweigen derselben Schläuche bildet, welche die Oogonien tragen. Wir sehen in diesem Falle solche Zweige mit ihrem etwas angeschwollenen inhaltreichen Ende dem Oogonium anliegen. Das angeschwollene Ende ist als besondere Zelle abgegrenzt und stellt ein Antheridium dar. Von diesem aus wachsen kurze Schläuche durch die Wand des Oogoniums in letztere hinein und legen sich den Eiern an. Letztere werden befruchtet und umgeben sich hierauf mit einer derben Haut.[9])

Hin und wieder begegnet man Formen mit Oogonien und Eiern, aber ohne Antheridien. Die Eier verhalten sich aber trotzdem so, als wenn die Antheridien vorhanden wären.[10]) Dieser Fall ist als jungfräuliche Zeugung oder Parthenogenesis aufgefasst worden.

In angeschwollenen Schläuchen der Saprolegnien dürften wir auch nicht eben selten stacheligen und stachellosen, kugeligen oder elliptischen Gebilden begegnen, welche parasitisch in den Saprolegnien leben.[11]) Es sind das sehr einfach gebaute Pilze aus der Abtheilung der Chytridieen.

In keinerlei Beziehung zu den von uns hier studirten Saprolegnien steht der Pilz, der im Herbst eine Epidemie unter den Stubenfliegen zu erzeugen pflegt und der um todte, an Fensterscheiben haftende Fliegen dann einen weissen Anflug bildet. Es ist das vielmehr die Empusa Muscae aus der Gruppe der Entomophthoreen in der Nähe der Mucorineen. Der weisse Anflug rührt von Sporen her, die aus dem inficirten Körper abgeschleudert worden sind.

Bringt man ein Stückchen feuchtes Brod unter eine Glasglocke, so bedeckt sich dasselbe schon nach wenigen Tagen mit einem dichten Filz von Pilzfäden, die fast immer zu einem anderen Phycomyceten, dem Mucor Mucedo[12]) gehören. Sehr üppig zeigt sich derselbe Pilz alsbald auf frischem Mist, den man in einem abgeschlossenen feuchten Raume hält. Aus dem Substrat erheben sich aufrechte, bis mehrere Centimeter hohe Fruchtträger, welche sich nach der Lichtquelle wenden und die mit je einem kugelrunden, gelben bis braunen Köpfchen abschliessen, das mit der Lupe leicht zu sehen ist. Hebt man etwas Untersuchungsmaterial vorsichtig von dem Substrat ab und bringt es in einen Wassertropfen, so kann man bei hinreichend starker Vergrösserung feststellen, dass das Mycelium aus dicken, reich verzweigten, unregelmässig septirten Schläuchen besteht, und dass aus diesen die geraden, unseptirten und unverzweigten Fruchtträger entspringen, die oben das kugelrunde Köpfchen, das Sporangium, tragen. So weit noch unreif, bleibt dasselbe im Wasser erhalten, sein Inhalt besteht

aus gelbbräunlichem Protoplasma. An jüngsten Zuständen ist der Fruchttheil noch nicht gegen das Sporangium abgegrenzt, weiterhin entsteht eine in das Innere des Sporangiums stark vorgewölbte Scheidewand, so dass der Fruchtstiel innerhalb des Sporangiums mit einer spielkegelförmigen Anschwellung, der sogenannten Columella, endet. Das reife Sporangium ist im Wasser zerflossen, von der Wand desselben sind nur kleine, aus feinen Nadeln gebildete Bruchstücke zurückgeblieben, von denen nachgewiesen ist, dass sie aus oxalsaurem Kalk bestehen.[13]). Die entleerten Sporen liegen in ziemlich regelmässigen Abständen von einander und man stellt durch Rücken des Deckglases fest, dass sie in einem farblosen Schleim eingebettet liegen. An dem Fruchtträger ist unterhalb der Columella meist ein kleiner Kragen als Rest der hier ansetzenden Kalkkruste zu sehen. In dem protoplasmatischem Wandbeleg nicht zu alter Fruchtträger kann man zierliche, der Hauptsache nach longitudinal verlaufende Ströme verfolgen. Die Mucorschläuche sind vielkernig.

Trägt man unversehrtes Material in absoluten Alcohol, in Chromsäure, Chromsäuregemische oder Pikrinsäure ein und tingirt hierauf nach einer der uns bekannten Methoden, so bekommt man im Wandbeleg der Mycelschläuche, wie der Fruchtträger, zahlreiche kleine, in regelmässigen Abständen vertheilte, durch Plasmastränge verbundene Zellkerne zu sehen. Diese sind auch im Sporangium und, wenn auch schwieriger, in den Sporen nachzuweisen. In letzteren meist je einer, manchmal zwei.[14]). — Mucor Mucedo ist ein geeignetes Object, um uns in die Sporenculturen auf dem Objectträger einzuführen.[15]) Wir bereiten uns eine den Bedürfnissen dieses Pilzes entsprechende Nährstofflösung, indem wir Pferdemist in Wasser auskochen. Das erhaltene Decoct wird klar abfiltrirt, dann wieder längere Zeit gekocht, um es zu sterilisiren. Die zu benutzenden Objectträger und sonstigen Glasgeräthe führt man aus gleichem Grunde rasch durch eine Spiritus- oder Gasflamme oder legt sie vor Beginn des Versuches für kurze Zeit in absoluten Alcohol, der rasch nach dem Herausnehmen verdunstet. Es empfiehlt sich eventuell auch, die zu brauchenden Glassachen in 10% Salzsäure aufzubewahren, erst für den Gebrauch herauszunehmen und mit seit Stunden kochendem, destillirtem Wasser auszuspülen. Auf so gereinigten Gläsern lässt sich dann auch der Nährstofftropfen gut ausbreiten, was von nicht geringem Vortheil ist. Es gilt nun eine Spore zur Aussaat zu bringen. Dies wird auf folgende Weise erreicht. Man überträgt mit der Pincette aus einer rein gehaltenen Cultur ein Sporangium in ein Uhrschälchen, das mit abgekochtem Wasser erfüllt ist. In diesem haben die Sporen, durch die quellende Zwischensubstanz, die sie trennt, auseinandergetrieben, sich alsbald gleichmässig vertheilt. Ist die Zwischensubstanz aufgelöst, so wird mit einer im Feuer desinficirten Nadel ein Tröpfchen Flüssigkeit aus dem Uhrgläschen genommen und als langgezogener Strich auf den Objectträger aufgetragen. Dieser Strich wird hierauf unter dem Mikroskop durchmustert. Enthält er nur eine Spore, so ist er ohne Weiteres für die Cultur geeignet, sind im Striche mehr als

eine Spore vertreten, so wird ein Theil derselben mit einem Läppchen weggewischt. Auf die Spore wird hierauf ein Tropfen von der Nährstofflösung gebracht, der Objectträger auf das Zinkgestell der feuchten Kammer gesetzt und mit einer Glasglocke überdeckt, deren Ränder in Wasser tauchen. Bei geringer Uebung wird man besser thun, die Sporen erst einige Stunden in dem Uhrgläschen, dessen Wasser man passend einige Tropfen Nährstofflösung zusetzt, liegen zu lassen. Die Sporen schwellen nämlich in dieser Zeit auf das Zehnfache an[16]) und sind daher leichter in dem auf den Objectträger gestrichenen Tröpfchen zu entdecken und zu zählen. Bei der eben erwähnten Grössenzunahme geht die Spore aus der cylindrisch-eiförmigen Gestalt in die kugelige über. In der Mitte der Spore hat sich eine grosse Vacuole ausgebildet. Hierauf treten meist mehrere Keimschläuche aus der Spore hervor, wachsen sehr rasch und stellen nach Ablauf eines Tages, wie wir durch wiederholte Beobachtungen unter dem Mikroskop konstatiren, ein vielfach verästeltes Mycelium dar. Die aufeinanderfolgenden Generationen der Aeste nehmen an Dicke allmählich ab. Das ganze Mycel ist ohne Scheidewände, mit dichtem, körnigen, protoplasmatischen Inhalt, der von Vacuolen durchsetzt wird, erfüllt. Bei einer bestimmten Grösse hört die weitere Verzweigung auf, das Protoplasma wird körniger und dunkler und fängt an, gegen die Mitte des Myceliums vorzudringen. Hier erhebt sich der Fruchtträger als dicker Ast aus der Flüssigkeit empor. Bei einer bestimmten Grösse wird das Köpfchen angelegt; das Protoplasma des Mycels wandert der Hauptmasse nach in die Fruchtanlage ein und wird in entsprechendem Maasse durch wässrigen Zellsaft ersetzt. Das Sporangium wird durch die vorgewölbte Scheidewand abgegrenzt, der Inhalt desselben sondert sich in einzelne deutlich von einander gesonderte Partien, die Sporen. Ist aber das Sporangium reif, so streckt sich der Fruchtträger rasch um etwa das Zehnfache seiner Länge. In dem Mycelium sind zuvor schon Scheidewände gebildet worden. Dieser Entwicklungszustand ist in spätestens drei Tagen erreicht. — In Hinblick auf die leichte Cultur und die rasche Entwicklung dieses Pilzes dürfen wir es keinesfalls versäumen, uns Objectculturen von demselben anzulegen, auch wenn wir darauf verzichten wollen, gerade nur eine Spore zur Aussaat zu bringen. Mehrere Präparate sind aber für alle Fälle nöthig, um alle Einzelheiten der Entwicklung zu constatiren, da wir zum eingehenderen Studium der Präparate Deckgläser auflegen und damit die Cultur zerstören müssen. Bei hinreichend starker Vergrösserung werden wir in solchen Präparaten auch leicht Protoplasmaströmungen, besonders schön längs der Wand der Fruchtkörper verfolgen können. — Aus einzelnen Sporen erzogene, schön radial entwickelte Culturen benutzen wir aber, um uns Dauerpräparate herzustellen, und zwar noch vor der vollen Reife des Sporangiums, somit auch vor der Streckung des Fruchtstieles. Zu diesem Zwecke fixiren wir das Object, indem wir es auf dem Objectträger mit der fixirenden Flüssigkeit vorsichtig übergiessen und dann auf dem Objectträger auch färben. In der Mitte eines solchen Präparates ist dann meist noch die Spore, aus der es hervorging, als schwache Anschwellung zu erkennen.

Auf dem Objectträger kommt es nur zur Bildung von Sporangien,

eventuell von mehreren an demselben Individuum; um die Geschlechtsorgane und Zygoten zu sehen, müssen wir nach denselben in Massenculturen suchen. Auf den Pferdemistculturen trifft man sie noch relativ am leichtesten, doch immerhin selten genug, so dass man oft lange vergebens nach denselben sucht. Die Zygoten heben sich, wenn vorhanden, als schwarze Punkte von dem Miste ab. Ueberträgt man einen solchen Punkt vorsichtig auf den Objectträger, so kann man, wenn wirklich eine Mucor-Zygote vorliegt, sie als schwarze mit warzenförmigen Vorsprüngen besetzte Kugel erkennen. An die Kugel setzt, falls bei der Uebertragung nicht abgerissen, was sehr leicht geschieht, an zwei entgegengesetzten Enden je ein ziemlich dunkel tingirter Mycelfaden an. Sind die Mycelfäden abgerissen worden, oder hatten sie sich zuvor schon von der Zygote abgetrennt, so erkennt man ihre Ansatzstellen als helle, kreisförmig umschriebene Stellen. Sie werden besonders gut sichtbar, wenn man die Zygote zerdrückt. Der Inhalt der Zygote besteht, wie sich hierbei zeigt, aus feinkörnigem Protoplasma und Oel. Unter den reifenden Zygoten findet man jüngere, weniger dunkle, dann auch farblose, denen noch die warzenartigen Erhebungen fehlen. Es gelingt eventuell auch, Myceltheile zur Anschauung zu bringen, in denen die Zygotenbildung eben begonnen hat. Man sieht zwei an ihren Enden keulenförmig angeschwollene, inhaltsreiche Mycelfäden, die mit ihrer Scheitelfläche verbunden sind. Zu beiden Seiten dieser Scheitelfläche und zwar parallel zu derselben hat sich in geringer Entfernung je eine Scheidewand gebildet. Auf etwas älteren Zuständen fehlt die mittlere, der Contactfläche der beiden Geschlechtsorgane entsprechende Wand und der Inhalt beider Zellen hat sich vermischt. Die Copulationszelle, Zygote, rundet sich hierauf ab und vergrössert sich und die beiden anstossenden, keulenförmig angeschwollenen Mycelfäden bilden die Suspensoren.

Der Beweis, dass die beobachteten Zygoten wirklich zu Mucor Mucedo gehören, kann erst bei der Keimung derselben geliefert werden. Die Zygoten werden, wo einmal die Bedingungen für deren Bildung vorhanden sind, in grösseren Mengen erzeugt. Man kann sich dann grössere Mengen des Untersuchungsmaterials durch Ausschlämmen des betreffenden Mistes mit Wasser verschaffen.[17]) Die reifen Zygoten sinken in demselben unter. Sie werden sorgfältig ausgespült und auf Objectträger unter eine mit Wasser abgesperrte Glocke gelegt. Nach etwa sechs Wochen beginnt die Keimung und zwar treibt jede Zygote meist nur einen dicken Keimschlauch, der ein Fruchtträger ist und mit dem charakteristischen Sporangium von Mucor Mucedo abschliesst. Für den Austritt des Fruchtträgers wird die schwarze Sporenhaut nur so weit aufgerissen, als eben nothwendig, die Entwicklung des Fruchtkörpers geht relativ langsam vor sich, so dass sie am dritten Tage nach Beginn der Keimung vollendet ist.

Beim Studium der Mistculturen von Mucor Mucedo ist wohl zu beachten, dass dieselbe hier gewöhnlich von zwei anderen, parasitisch auf ihm lebenden Mucorineen, dem Chaetocladium Jonesii und der Piptocephalis Freseniana begleitet wird. Die Mycelfäden des Chaetocladium verschmelzen mit den Mycelfäden und Fruchtträgern von Mucor, so zwar, dass an der Verschmelzungsstelle die trennenden Wände resorbirt werden.

Zahlreiche neue Ausbuchtungen entstehen neben den alten und verschmelzen als Saugapparate, Haustorien, mit dem Körper des Mucors, an dem die Ansatzstellen des Chaetocladium somit als dichte Knäuel sich präsentiren.[18]) — Die Mycelfäden von Piptocephalis haften mit angeschwollenem Ende den Mucorfäden an und haben von hier aus zahlreiche feine Fortsätze in dessen Inneres getrieben. — Beachtet man diese Verhältnisse nicht, so ist man leicht geneigt, die Fructificationsorgane von Chaetocladium und Piptocephalis dem Mucor selbst, aus dessen Körper sie hervorzugehen scheinen, zuzuschreiben.

An Mucor Mucedo hatten wir Gelegenheit, uns mit Pilzculturen auf dem Objectträger vertraut zu machen. Wir haben das Verfahren bei der Aussaat nur einer Spore, die Anwendung der Nährflüssigkeit und die einzuhaltenden Vorsichtsmaassregeln kennen gelernt. Wir wollen diesen concreten Fall benutzen, um uns über die Methoden, die bei Pilzculturen in Betracht kommen, überhaupt zu orientiren. Da wäre zu der Aussaat einer einzelnen Spore noch zu bemerken, dass öfters die Benetzung und somit die Vertheilung der Sporen in dem Wasser des Uhrgläschens, nur langsam erfolgt und dass dann auf letztere zu warten ist, bevor man zu der Uebertragung eines Tröpfchens auf den Objectträger schreitet. Bei sehr kleinen Sporen ist es rathsam, auf das Maximum ihrer Anschwellung mit der Uebertragung zu warten. Wie wir bei Mucor sahen, geht diese Anschwellung der Keimung voraus; sie kann den höchsten Punkt je nach Umständen in wenigen Stunden bis einem ganzen Tage erreichen. Die angeschwollenen Sporen sind dann leichter in dem langgestrichenen Tröpfchen auf dem Objectträger (vergl. das bei Mucor gesagte) zu sehen. — Das Decoct aus Pferdemist, das wir bei Mucor anwandten, ist meist wenig haltbar und daher vorwiegend bei Pilzen zu gebrauchen, die rasch ihre Entwicklung vollenden; bei solchen von längerer Entwicklungsdauer, kann man unter Umständen alle Paar Tage den vorhandenen Tropfen mit einer Pipette vorsichtig aufsaugen und durch einen neuen ersetzen. Relativ am haltbarsten wird das Mistdecoct, wenn man den Mist mit Wasser aufrührt, kocht, abfiltrirt und das Filtrat ganze 24 Stunden im Dampfbade lässt.[21]) — Sehr brauchbar ist in vielen Fällen ein kalter Auszug aus getrockneten Früchten, wie Rosinen, Birnen, Pflaumen. Ein solcher Auszug wird klar abfiltrirt und bis auf Syrup Dicke eingedampft. Er hält sich jahrelang unverändert und kann nach Bedarf zu Culturzwecken in zuvor gut ausgekochtem Wasser in entsprechendem Verhältniss aufgelöst werden. Reagirt die Flüssigkeit sauer, so wird sie unter Umständen mit Ammoniak neutralisirt, da manche Pilze die aus den Früchten stammenden Säuren nicht vertragen. — Auch Bierwürze ist zu empfehlen. Man kocht sie in einem Kolben auf, der oben mit einer doppelten Lage Fliesspapier überbunden ist. Sie hält sich hierauf jahrelang unverändert und ist schon nach einem Monat vollkommen klar. In manchen Fällen empfehlen sich Decocte von frischen oder getrockneten Pflanzentheilen, von Heu, Wurzeln, Holz und dergleichen. In anderen thut ein Decoct von Hefe mit grösserem oder geringerem Zuckerzusatz, oder auch eine verdünnte Lösung von Fleischextract mit oder ohne Zucker gute Dienste. Eine sehr gute Nährstofflösung giebt auch gekochter und filtrirter Citronensaft.[22]) Sein Säuregehalt verhindert die

Entwicklung der Infusorien und hauptsächlich ist nur der blaugrüne Schimmel (Penicillium crustaceum) in solchen Culturen zu fürchten. — Eine künstliche Nährstofflösung[23]) kann man sich aus 10% Traubenzucker in Wasser, 1/4 bis 1/2% salpetersaurem Ammoniak und ebensoviel Cigarrenasche bereiten. Man kocht und setzt so viel Citronensäure hinzu, dass die Lösung eine Spur sauer reagirt. Oder man nimmt[24]) Calciumnitrat 4 *gr.*, Kaliumphosphat 1 *gr.*, Magnesiumsulfat 1 *gr.*, Kaliumnitrat 1 *gr.* auf 700 *gr.* Wasser. Als Normalflüssigkeit aus Zucker, Ammoniak und Asche, die sich für die meisten ohne Gährung verlaufenden Culturversuche eignet, kann folgende bezeichnet werden: Wasser 100 *ccm.*, Zucker 3 *gr.*, Ammoniaktartrat 1 *gr.*, mit Phosphorsäure neutralisirte Asche von Erbsen, Weizenkörnern oder Cigarren 0,4 *gr.* oder Hefenasche in etwas geringerer Menge.[25]) Die Hefepilze gedeihen vortrefflich in einer schwachsauren Flüssigkeit und ist folgende Nahrstofflösung für dieselben geeignet: Wasser 100 *ccm.*, Zucker 15 *gr.*, salpetersaures Ammoniak 1 *gr.*, saueren phosphorsaures Kali 0,5 *gr.*, dreibasisch phosphorsaurer Kalk 0,05 *gr.* und schwefelsaure Magnesia 0,25 *gr.* (oder krystallisirte schwefelsaure Magnesia 7 H_2O enthaltend, 0,5 *gr.*).[26]) — Die Anforderungen, welche die verschiedenen Pilze an das Substrat machen, können somit verschieden sein und nur längere Erfahrung belehrt über die richtig zu treffende Wahl der Nährstofflösung. Im Allgemeinen wird aber der Standort des Pilzes uns in der Wahl leiten und wir dem auf Mist wachsendem Pilze beispielsweise Mistdecocte, dem auf faulenden Blättern wachsenden Blattaufgüsse bieten.

Gilt es die Beobachtung continuirlich unter dem Mikroskop fortzusetzen, so sind die flüssigen Nährstoffe frei auf dem Objectträger nicht zu brauchen, da sie der Verdunstung und der Infection durch fremde Keime aus der Atmosphäre ausgesetzt sind. Hier hilft Zusatz von Gelatine zur Culturlösung. Es wird so viel reinste Gelatine, oder Caragben in der kochenden Nährstofflösung aufgelöst, dass letztere bis zu etwa 25° C. flüssig bleibt und weiter erkaltend fest wird. Hat man eine Spore auf den Objectträger in schon besprochener Weise übertragen, so bringt man auf dieselbe einen Tropfen eben noch flüssiger Nährstofflösung und breitet sie so dünn aus, dass die Beobachtung der Spore selbst bei starker Vergrösserung noch möglich bleibe. Oder man macht die Aussaat auf ein Deckglas, das man hierauf umkehrt und das die Anwendung noch stärkerer Objectivsysteme zulässt. Die Sporen keimen in den gelatinirten Nährlösungen in gewohnter Weise, oft noch besser als in flüssigen. Es empfiehlt sich bei Aussaaten ohne Deckglas über dem Präparat am Tubus des Mikroskopes einen kleinen Schirm anzubringen, der das Präparat vor fremden Keimen schützt. — Zum Zwecke continuirlicher Beobachtung lassen sich auch feuchte Kammern anwenden. In vielen Fällen wird der von uns bisher angewandte Papprahmen seinen Dienst thun, wenn wir nur für entsprechende Desinfection aller Theile zuvor sorgen, **reine** Nährstofflösung anwenden und nur eine Spore aussäen. Solche Pappkammern empfehlen sich besonders dort, wo es auf fortgesetzten Gasaustausch zwischen der Kammerluft und der umgebenden Atmosphäre ankommt; wo ein solcher nicht nothwendig ist, sind Glaskammern vorzuziehen. Als solche feuchte Glaskammer kann ein kleines, stark vorgewölbtes Uhrglas dienen, das

mit plangeschliffenen Rändern auf dem Objectträger ruht und im Boden eine Oeffnung von etwas geringerer Grösse als das zu benutzende Deckglas führt. Auch die Ränder dieser Oeffnung müssen plan abgeschliffen sein. Die Aussaat sowie der Zusatz von Nährstofflösung geschehen dann wie in dem letzt erwähnten Falle und so auch das Umkehren und Auflegen des Deckglases. Einige Tropfen reinen Wassers im Grunde der Kammer verhindern das Verdunsten des suspendirten Tropfens. Eine feuchte Kammer[27]) kann auch hergestellt werden aus einem Glasringe von 4 bis 5 *mm*. Höhe, der von einer entsprechend weiten Glasröhre abgesprengt worden ist. Derselbe wird an beiden Enden auf einem Schleifstein applanirt und mit Canadabalsam auf den Objectträger gekittet. Ein rundes, entsprechend grosses Deckglas dient als Deckel. Die Aussaat findet in dem suspendirten Tropfen wie früher beschrieben, statt. Das Deckglas wird durch drei sehr kleine Oeltröpfchen auf dem Rande des Ringes erhalten. Einige Wassertropfen im Grunde der Kammer sorgen für hinreichende Feuchtigkeit im Innern derselben. Als grosse feuchte Kammern[24]), in welcher die kleinen Kammern untergebracht werden, kann in manchen Fällen mit Vortheil ein flacher Kasten von Zinkblech dienen, mit einem gut schliessenden Deckel von gleichem Metall, oder einer Glastafel als Decke. Im Innern des Kastens liegt entweder ein entsprechend zugeschnittenes und angefeuchtetes Stück Ziegel, auf welches man die Präparate direct auflegt, oder eine Schicht nassen Sandes oder Gypses, über welcher die Präparate auf zwei Metallstreifen ruhen können. Die Kästen lassen sich für eine beliebige Anzahl von Präparaten einrichten, auch auf einander stellen und so in grösserer Anzahl gleichzeitig in einem kleinen Wärmeschrank einer gleichmässigen Temperatur aussetzen. — Die uhrglasförmigen und feuchten Kammern können auch mit seitlichen Oeffnungen und in diese eingelassenen Glasröhren versehen sein, welche mit einem Aspirator und Gasometer in Verbindung gebracht, es ermöglichen, den Flüssigkeitstropfen mit einer bestimmten Atmosphäre zu umgeben. Für bestimmte Zwecke, so Reinculturen der Hefe und der Bacterien, bedient man sich der v. Recklinghausen'schen Kammer[29]), die von Ch. F. Geissler Sohn in Berlin construirt wird. Die Kammer besteht aus einer Glasröhre, die sich in halber Länge zu einem scheibenförmigen Hohlraum erweitert. Die Wände dieses Hohlraums haben in der Mitte nur Deckglasdicke und sind einander bis auf einen capillaren Zwischenraum genähert. Saugt man die Kammer mit Flüssigkeit voll und lässt letztere wieder ausfliessen, so bleibt in der Mitte eine Flüssigkeitsschicht capillar festgehalten. Sind nun in der Flüssigkeit zuvor Sporen gleichmässig in richtig überlegtem Verhältniss vertheilt worden, so kann das festgehaltene Flüssigkeitsquantum, dem Wunsche des Beobachters entsprechend, auch wohl nur eine Spore gleichzeitig bei starker Vergrösserung im Gesichtsfelde zeigen. Sind über Erwarten viel Sporen in dem betreffenden Raume vertreten, so wird die mit Sporen versetzte Flüssigkeit weiter mit Nährstofflösung verdünnt und von neuem die Kammer, bis zum richtigen Erfolg, vollgesogen. — Man kann auch in der v. Recklinghausen'schen Kammer nach Wunsch den Flüssigkeitstropfen mit einer bestimmten Gasart umgeben. — Endlich lässt sich auch eine feuchte Kammer anwenden, die ebenso wie die v. Reckling-

hausen'sche gebaut ist, doch mit dem Unterschiede, dass die Wände der Kammer nach der Mitte nicht zusammenneigen, vielmehr parallel bleiben.[30]) Letztere Kammer wird mit Flüssigkeit angefüllt, diese wieder abgelassen und nun unter entsprechend starker Vergrösserung das zu beobachtende Object in der dünnen Flüssigkeitsschicht gesucht, die durch Adhäsion an der Wandung der Kammer haften blieb. Die Wände dürfen auch in dieser Kammer nur Deckglasdicke haben. — In vielen Fällen sind bestimmte Entwicklungszustände der Pilze nur in Massenculturen zu erzielen, so beispielsweise die von uns zuvor betrachteten Zygoten von Mucor Mucedo. Für solche Massenculturen, die ebenfalls absolut rein sein müssen, ist gewöhnliches, ungesäuertes Brod das beste Substrat. Dasselbe wird von der Kruste befreit und in einem Trockenapparat zwei Tage lang einer Temperatur von 120° C. ausgesetzt. Dann ist es sicher sterilisirt. Das Brod wird in eine desinficirte, oben plan abgeschliffene Krystallisirschale gelegt und diese mit einer ebenfalls desinficirten übergreifenden Glastafel bedeckt. Hierauf lässt man die gewählte Nährstofflösung in einer mit Kautschukkork versehenen Spritzflasche aufkochen und bespritzt das Brod mit der kochend heissen Lösung, bis dass es sich vollgesogen hat. Die Glastafel wird nur so weit zur Seite geschoben, als zu dieser Operation nothwendig ist. Nach dem Erkalten wird ein kleines auf einem Objectträger aus einer Spore erzogenes Mycelium mit Hülfe einer flachen Nadel auf das Brod übertragen. Es ist in vielen Fällen gerathen, nicht mehr als etwa drei Sporen zur Aussaat zu verwenden. Will man die Aussaat der Sporen gleich direct auf dem Brode vornehmen, so überträgt man Tröpfchen des in Wasser zertheilten Sporenmaterials mit einer Nadel auf dasselbe. — Auch selbst der Mist kräuterfressender Thiere lässt sich als Substrat verwenden. Man rührt den Mist mit Wasser zu Brei auf und stellt die Mischung für einen ganzen Tag in ein Dampfbad; hierauf giesst man den flüssigen Theil ab und benutzt den festen als Culturboden. — Für Pilze, wie etwa Hefe, Bacterien, deren Massencultur in flüssigen Medien erfolgen muss, werden die schon erwähnten Nährstofflösungen direct verwendet. Die Nährstofflösung wird in demselben Kolben der zur Cultur dienen soll aufgekocht. Der Hals des Kolbens ist mit einer doppelten Lage von Filtrirpapier verbunden, welche die kochend heissen Dämpfe zu passiren haben, durch diese Papierlage erfolgt der Luftzutritt bei der Abkühlung. Es empfiehlt sich den Kolben nicht bis über 6 *cm.* mit Nährlösung anzufüllen. Zur Aussaat nimmt man die Papierhülle für einen Moment ab und lässt ein bestimmtes Sporenquantum hineinfallen. — Um reines Aussaatmaterial zu gewinnen, kann man bei grösseren Formen sich an einzelne Sporangien halten; bei kleineren wird man eine Anzahl von Culturen in oder auf pilzfreien Medien ausführen, die für das Gedeihen der betreffenden Art besonders geeignet sind. Sucht man dann jede Aussaat mit möglichst reinem Material auszuführen, so wird mit der Zahl der Culturen auch thatsächlich die Wahrscheinlichkeit für völlige Reinheit der Cultur steigen. Meist wird man schon der dritten bis vierten Cultur das Material für die definitive Aussaat entnehmen können. — In entsprechender Nährstofflösung gelingt es nicht nur saprophytische, sondern auch gewisse, sonst parasitisch lebende Pilze zur vollen Entwicklung zu bringen. Manche Sporen keimen aber

nicht, weil sie den Thierleib passiren müssen um keimfähig zu werden; kommen sie im Thierleib selbst zur Entwicklung, so ist durch Erhöhung der Temperatur auf 36° C. ihre Keimung auch wohl ausserhalb desselben zu erwirken. — Aussaaten parasitischer Pilze sind auch stets direct auf den entsprechenden Wirthen (Pflanzen oder Thieren) vorzunehmen und wir werden später noch Gelegenheit finden, einen solchen Versuch selber anzustellen.

Die Ursache der Kartoffelkrankheit ist ebenfalls ein Phycomycet, die Phytophthora infestans de Bary,[31]) deren Keimschläuche durch die Membranen der Epidermiszellen des Blattes in die Intercellularräume desselben eindringen und in diesen sich verbreitend, das Gewebe der Nährpflanze zerstören, braune Flecken von stetig wachsendem Durchmesser bildend. Um den Pilz in grosser Masse fructificirend zu erhalten, bringen wir Theile einer erkrankten Kartoffelstaude in einen dampfgesättigten Raum unter eine Glasglocke und lassen sie etwa zwei Tage unter derselben liegen. Die erkrankten Blätter werden sich jetzt auf beiden Seiten, vornehmlich aber der unteren, mit weissem „Schimmel" überzogen zeigen, gebildet von den fadenförmigen Fruchtträgern der Phytophthora. Diese Schimmelrasen sind besonders an den Rändern der braunen Flecke entwickelt. An Flächenschnitten der mit Schimmel bedeckten Theile sehen wir die Conidienträger aus den weit geöffneten Spaltöffnungen hervorragen. Hiervon können wir uns auch schon, freilich in weniger vollkommener Weise, an Blattstückchen überzeugen, die wir ihrer ganzen Dicke nach unter das Mikroskop bringen. Die Conidienträger erscheinen als zarte, unseptirte, mit feinkörnigem Protoplasma erfüllte, in ihrem oberen Theile verzweigte Fäden (Fig. 137 *A*). Die Verzweigung ist monopodial; die Anzahl der Zweige meist nur zwei

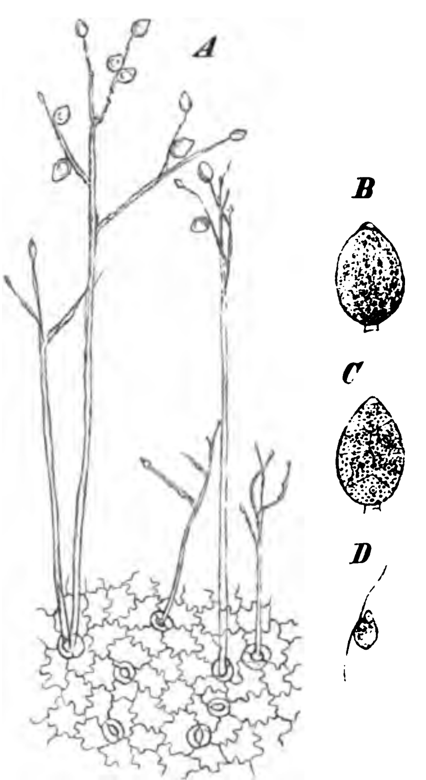


Fig. 137. *A* Oberflächenansicht der Blatt-Epidermis von Solanum tuberosum mit den aus den Spaltöffnungen vortretenden Conidienträgern der Phytophthora infestans. Vergr. 90. *B* eine reife Conidie; *C* eine solche mit getheiltem Inhalte. *D* eine Schwärmspore. *B—D* 540 Mal vergrössert.

bis drei. Diese Zweige zeigen unregelmässige Anschwellungen in ihrem Verlauf. In trockner Luft drehen sich die Conidienträger collabirend um ihre Axe. Stellenweise trifft man an dem Ende eines Zweiges eine in Entwicklung begriffene Spore; die reifen, citronenförmig gestalteten Sporen sind aber beim Einlegen des Präparats in Wasser abgefallen. Um die Sporen an den Conidienträgern vorzufinden, muss man die Präparate trocken untersuchen. Das Präparat ist aber mit Deckglas zu bedecken und vom Rande her eine Spur Wasser unter dasselbe zu bringen, weil sonst die Conidienträger, wie schon erwähnt, rasch austrocknend, schrumpfen. An den im Freien gesammelten Pflanzen findet man die Conidienträger nur an der Unterseite der Blätter und erreichen dieselben hier nicht die Höhe wie in den feuchten Kammern; fallen daher auch viel weniger bei Betrachtung mit dem blossen Auge auf. — Zarte, zwischen Holundermark geführte Querschnitte durch kranke Blätter und zwar an der Grenze der Flecke lassen uns den Austritt der Conidienträger aus den Spaltöffnungen deutlich verfolgen. Oefters treten mehrere solcher Hyphen neben einander aus derselben Spaltöffnung vor; oder was häufiger, die Hyphe verzweigt sich beim Austritt und giebt entsprechend viel Conidienträger. Von diesen Stellen aus können wir, was übrigens grössere Schwierigkeit bereitet, die Hyphen auch nach innen, in das Blattgewebe hinein verfolgen und constatiren, dass sie hier den Intercellularräumen folgen. Zum Unterschied von den nächst verwandten Peronospora-Arten bildet Phytophthora nur spärlich und dann nur kurze, in die Zellen der Nährpflanze eindringende Saugfortsätze (Haustorien), so dass man meist vergebens nach denselben sucht. Die zarten Mycelfäden schmiegen sich hingegen fest den Zellen der Nährpflanze an. Solche Zellen zeigen zunächst eine Bräunung ihrer Chlorophyllkörner, dieselben verschmelzen schliesslich untereinander und mit den übrigen Bestandtheilen des Inhalts zu einer dunkelbraunen, geronnenen Masse; zugleich fällt die ganze Zelle zusammen. — Die Sporen sind citronenförmig (Fig. 137 *B*) mit kurzen Stielchen, etwas zugespitztem Scheitel und feinkörnigem Inhalt. Die Membran der Spore ist sehr zart, am Scheitel ein wenig angeschwollen. Sie werden, wie wir schon sahen, an den Enden der Zweige der Conidienträger angelegt; haben sie ihre volle Grösse erreicht, so wächst die Zweigspitze unter der Ansatzstelle der Spore einseitig weiter und drängt die Spore zur Seite, so dass dieselbe in eine zu dem Zweige rechtwinklige Lage zu stehen kommt. An der Zweigspitze erfolgt alsbald die Anlage einer neuen Spore (vergl. Fig. 137 *A*). — Wir säen die Sporen in einen Wassertropfen auf einem Deckglas aus und sorgen durch Umrühren des Tropfens dafür, dass die Sporen grösstentheils untergetaucht zu liegen kommen. Das Deckglas wird einer kleinen feuchten Kammer aufgelegt und der Tropfen hierdurch suspendirt. Die Cultur darf nicht einem zu intensiven Lichte ausgesetzt sein. Nach Ablauf einer Stunde etwa, eventuell auch später, beginnt die Bildung

von Schwärmsporen an dem Inhalt der Sporen, daher wir auch die betreffenden Gebilde als Conidien und nicht als Sporen bezeichnen wollen. Es handelt sich in den Conidien um Sporangien, die übrigens sich auch wie gewöhnliche Sporen verhalten können, denn wir sehen einige der an der Oberfläche oder dem Rande des Tropfens liegenden, einen Keimschlauch aus der vorderen Papille treiben. Bei den untergetauchten, Schwärmsporen bildenden, theilt sich der Inhalt in eine unbestimmte Anzahl von Zellen (*C*), die je eine kleine centrale Vacuole erkennen lassen. Der Scheitel der Conidie quillt papillenartig vor, löst sich schliesslich auf und zu dem kleinen runden Loche werden die gesonderten Inhaltsmassen nach einander hervorgepresst. Sie eilen bald als Schwärmsporen davon. Fixiren wir diese Schwärmsporen mit Jodlösung, so können wir das Vorhandensein von zwei Cilien an denselben feststellen. Diese sind seitlich in der Nähe der nunmehr peripherisch gewordenen Vacuole inserirt (Fig. 137 *D*). Die Bewegung der Schwärmspore dauert bis zu einer halben Stunde. Sie kommen hierauf zur Ruhe, umgeben sich mit einer Cellulose-Membran und treiben alsbald einen Keimschlauch. Der unmittelbar aus der Conidie, oder aus einer Schwärmspore erzeugte Keimschlauch ist es, der durch die Epidermis in die Stengel und Blätter des Kartoffelkrautes eindringt und nachweisbar eine völlig gesunde Pflanze in dieser Weise inficiren kann. Durch die Conidienbildung ist für die rasche Vermehrung des Parasiten gesorgt.

Es gelingt bei Phytophthora infestans relativ leicht, das Eindringen des Parasiten in die Nährpflanze zu verfolgen,[32]) daher wir versuchen wollen, dasselbe zu sehen. Wir säen zu diesem Zwecke auf Blätter des Kartoffelkrautes in dort ausgebreitete Wassertropfen die Conidien aus. Die abgeschnittene Pflanze ist in einem dampfgesättigten Raume placirt. Bei hinreichend hoher Temperatur werden die Schwärmsporen alsbald erzeugt und fixiren sich auf der Epidermis. Eventuell erfolgt auch die directe Keimung einzelner Conidien. Schon nach fünf bis sechs Stunden kann man an Flächenschnitten das beginnende Eindringen der Keimlinge constatiren. Dieselben haben einen kurzen, schmalen Schlauch getrieben, dessen Ende sich gegen die Aussenwand der Epidermiszelle gewendet hat. An Präparaten die 12 bis 24 Stunden nach der Aussaat gemacht werden, sieht man, dass der Keimschlauch in die Wandung eingedrungen ist und dieselbe durchsetzt hat. Der in die Zelle gelangte Theil schwillt bedeutend an und nimmt das ganze Protoplasma des Keimlings in sich auf. An der Aussenseite der Epidermis sieht man die entleerten Hauttheile des Keimlings. Die kleine Oeffnung in der Epidermiswand ist fast obliterirt. Nach ein bis anderthalb Tagen dargestellte Präparate zeigen die Keimschläuche durch die innere Wand der Epidermiszelle in die Intercellularräume gelangt. Seltner tritt der Schlauch zunächst noch in benachbarte Epidermiszellen ein. Man kann gelegentlich auch Keimschläuche beobachten, die durch eine Spaltöffnung in die Nährpflanze eingedrungen sind. — Statt an Flächenschnitten können wir den Vorgang auch an Querschnitten

studiren. Am besten ist es, die Aussaat hierzu auf Stengelstücke zu machen, die man auf eine mit Wasser bedeckte Glastafel in dampfgesättigtem Raume legt. Nach 24 Stunden dargestellte Querschnitte lassen meist unschwer die eingedrungenen Keime erkennen.

Geschlechtsorgane sind bis jetzt bei Phytophthora infestans nicht gefunden worden, wohl aber für die nächst verwandten Peronosporeen bekannt. Mycelzweige im Innern der Nährpflanze schwellen dann, meist an ihrem Ende, kugelig an und bilden die Oogonien. In diesen wird ein Ei erzeugt. An das Oogonium legt sich ein Antheridiumzweig, der sein Ende als Antheridium abgrenzt, an. Dieses treibt einen Befruchtungschlauch bis an das Ei. Wie wir sehen, stimmen diese Geschlechtsorgane in ihrem Bau sehr nahe mit denjenigen überein, die wir bei Saprolegnien kennen gelernt haben.

Anmerkungen zum XXV. Pensum.

[1]) De Bary, Mycetozoen, p. 124; Rostafiński Sluzowce, p. 177.

[2]) Die Culturen wurden nach den entsprechenden Angaben von Stahl vorgenommen.

[3]) Vergl. Cienkowski, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. III, p. 418; de Bary, Mycetoz., II. Aufl., p. 89 und Morph. u. Phys. d. Pilze, p. 302.

[4]) Diese Culturen werden angestellt nach Angabe von de Bary und Stahl.

[5]) Vergl. hierzu Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, p. 21 Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., p. 79.

[6]) Strasburger, Jen. Zeitschr., Bd. X; 406 und Bd. XII, p. 619.

[7]) De Bary, Mycetozoen, II. Aufl., p. 11.

[8]) Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr., p. 14; Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., p. 56; Büsgen, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XIII, p. 260.

[9]) Vergl. hierzu Pringsheim, Achlya prolifera, 1850; Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. IX, p. 191; Stzber. d. kgl. Akad. d. Wiss. zu Berl., 1882, p. 855; Cornu, Ann. d. sc. nat. Bot., V. sér, T. XV; de Bary, Abh. der Senck. Gesell., Bd. XIII, p. 225 ff.; Schmitz, Stzbr. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr. p. 15; Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl., p. 61; die übrige Literatur bei de Bary.

[10]) Vergl. Pringsheim und de Bary, l. c.

[11]) Zuletzt A. Fischer, Bot. Ztg. u. Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XIII, p. 286; dort die Literatur.

[12]) Brefeld, Schimmelpilze, Heft I, p 10; dort die übrige Literatur.

[13]) Brefeld, l. c., p. 18.

[14]) Schmitz, Stzber. der niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879, Sep.-Abdr., p. 17.

[15]) Vergl. Brefeld, Verh. d. phys. med. Gesell. in Würzburg, Febr. 1874; Landw. Jahrb., IV. Jahrg., 1. Heft, Stzber. d. nat. Freunde zu Berlin, 15. Nov. 1875.

[16]) Brefeld, Schimmelpilze, I, p. 11.

[17]) Brefeld, l. c., p. 22.

[18]) Brefeld, l. c., p. 33.

[19]) Vergl. die schon citirten Aufsätze von Brefeld, dessen Angaben, soweit nicht anders angegeben, das hier Folgende entnommen ist.

[20]) Rees, Stzber. d. phys. med. Soc. in Erlangen, Heft VII, 1875.

[21]) Brefeld, Schimmelpilze, IV. Heft, p. 5.

[22]) Van Tieghem u. le Monnier, Ann. d. sc. nat. Bot., V. sér, Bd. XVII, p. 266.

[23]) Brefeld, l. c.

[24]) Van Tieghem u. le Monnier, l. c.

[25]) Naegeli, Stzber. d. math. phys. Cl. d. bair. Akad., 1880, p. 468 u. Unters. über niedr. Pilze, p. 61.

[26]) Nach A. Meyer, vergl. bei Naegeli, Stzber. d. bair. Akad. d. Wiss, 1880, p. 469 und Unters. üb. niedr. Pilze, p. 61.

[27]) Van Tieghem u. le Monnier, Ann. d. sc. nat., V. ser., Bd. XVII, p. 263.

[28]) Ebendas.

[29]) Brefeld, Schimmelpilze, Heft IV, Abth. I, Holzschnitt 3, p. 17.

[30]) Brefeld, IV, Fig. 4, p. 18.

[31]) Vergl. de Bary, Ann. de sc. nat. Bot., IV. sér., T. XX, p. 32 und Beiträge zur Morph. u. Phys. der Pilze, Heft II, p. 35.

[32]) De Bary, Ann. d. sc. nat., IV. sér., T. XX, p. 43 u. ff.

XXVI. Pensum.

Im Monat Mai und Juni findet man sehr häufig auf der Unterseite der Blätter des Sauerdorns (Berberis vulgaris) orangefarbige Warzen, welche dem blossen Auge fein punktirt erscheinen. Bei Betrachtung mit der Lupe zeigen sie sich als polsterförmige, gelbe Anschwellungen, denen kleine orangerothe Becherchen aufsitzen. Die correspondirende Stelle an der Blattoberseite präsentirt sich als röthlicher, gelb umrandeter Fleck. Betrachtet man denselben mit der Lupe, so treten meist zahlreiche braune, orangeroth umrandete Punkte in den innern Theilen desselben hervor. Einzelne solche Punkte sind oft auch an den Rändern der Polster an der Blattunterseite zu finden. Die Becherchen auf den Polstern der Blattunterseite sind die Aecidiumfrüchte von Aecidium Berberidis, die correspondirenden Punkte in den Flecken der Blattoberseite, respective auch den Polsterrändern der Blattunterseite sind die zugehörigen Spermogonien. Beide bilden sie zusammen die erste Generation des zu den Aecidiomyceten oder Uredineen gehörigen gemeinen Rostpilzes, Puccinia graminis, der seine zweite Generation an unserem Getreide und anderen Gramineen durchmacht, dort die Erscheinung der Rostkrankheit hervorrufend.[1]) — Wir stellen zwischen Holundermark zarte Querschnitte durch einen inficirten Blatttheil her und betrachten denselben bei schwacher, hierauf bei stärkerer Vergrösserung. Wir nehmen an, dass uns frisches Material zur Verfügung steht, die Untersuchung kann aber auch in befriedigender Weise an aufgeweichtem, gut an Alcohol-Material geführt werden. Der aus dem frischen Blatte dargestellte Schnitt wird auffallend klar, wenn wir etwas Kalilauge demselben hinzufügen. An den nicht inficirten Theilen zeigt das Berberis-Blatt, von oben nach unten fortschreitend: eine Epidermis; eine einzige Schicht gestreckten Palissadenparenchyms; eine etwa fünf Zellen hohe, lockere Schwammparenchymschicht; die Epidermis der Unterseite. Die Gewebepolster der inficirten Stellen haben über die doppelte Blattdicke erreicht. An die Palissadenschicht der Oberseite, die höher ist, sonst wenig verändert erscheint, schliesst ein geschlossenes Gewebe an, das sich auch in der Richtung senkrecht

zur Blattfläche mehr oder weniger gestreckt zeigt und durch die geringe Entwicklung seiner Intercellularräume sich sehr wesentlich von dem Schwammparenchym der anstossenden Blatttheile unterscheidet. Die Epidermis der beiden Blattflächen ist in ihrer Gestalt nicht beeinflusst worden. Der Inhalt aller dieser Zellen ist desorganisirt und besteht zum Theil aus farblosen Oeltropfen, zum Theil aus grünlich gelben und röthlichen, aus den Chlorophyllkörnern und dem Zellplasma hervorgegangenen Tröpfchen und körnigen Massen. Das ganze Gewebe des Polsters zeigt seine Intercellularräume durchsetzt von zarten, durch Querwände septirten, Oeltröpfchen führenden, stellenweise verzweigten Pilzhyphen. Dieselben erreichen beiderseits die Epidermis. Mit Chlorzinkjodlösung, so auch mit Jod und Schwefelsäure gelingt ihre Blaufärbung nicht, wie denn die Pilzcellulose ganz selten diese Reaction zeigt. Die Aecidiumbecher, die wir im Längsschnitt vor uns haben, sind über die Hälfte in das Gewebepolster eingesenkt. Wir stellen leicht fest, dass die Mycelhyphen unter den Bechern ein dichtes, fast pseudoparenchymatisches Lager bilden, aus welchem, senkrecht nach aussen und parallel zu einander, zahlreiche dickere keulenförmige Hyphen in lückenlosem Verbande sich erheben, das sogenannte Hymenium bildend. Diese Hyphen, die Basidien, gehen an ihren Enden in gerade Reihen von Sporen über, welche an den Basidien farblos und durch gegenseitigen Druck polygonal, allmählich orangeroth werden und sich abrunden. Höher hinauf trennen sich die Sporen von einander und werden aus der geöffneten Frucht entleert. Die Betrachtung der jüngsten Sporen an den Basidien lehrt uns aber überzeugend, dass dieselben fort und fort durch Querwände von der Spitze der fortwachsenden Basidien abgeschnitten werden. Die einschichtige Wandung der Frucht (der Peridie) besteht aus sehr ähnlich wie die Sporen aussehenden Zellen, die aber polygonal bleiben und sich auch seitlich nicht von einander trennen. Ihre zierlich fein porösen Wände sind besonders stark auf der Aussenseite verdickt. Die sich entwickelnde Peridie verdrängt und zerstört das sie umgebende Gewebe des Polsters und reisst die Epidermis auf, um nach aussen zu treten. Die vorwiegend auf der Oberseite des Blattes befindlichen birnförmigen Spermogonien zeigen sich, so wie die Aecidiumfrucht, umgeben von einem wenn auch weniger starken Geflecht von Hyphen, von welchen dicht gedrängte, parallele Fäden entspringen und nach der Mittellinie des Organs verlaufen. Diese Fäden sind sehr zart, die in dem oberen Theile des Organs befindlichen treten als zarte Bündel nach aussen hervor. Diese zarten Fäden, die Sterigmen, schnüren an ihren Spitzen äusserst kleine, kugelige Zellchen, die Spermatien ab, die als Schleimmasse aus dem Organ nach aussen entleert werden. Die Sterigmen selbst führen orangerothe Oeltropfen, was dem ganzen Organe die betreffende Farbe namentlich in seinem äusseren Theile verleiht. Die Spermatien keimen nicht, ihre Bedeutung ist noch unbekannt; man war ge-

neigt, sie für männliche Geschlechtsproducte zu halten und anzunehmen, dass ein Geschlechtsakt die Bildung der Aecidiumfrucht einleitet. — Wie schon erwähnt, lebt der Pilz in zweiter Generation auf Gramineen. Er gehört zu den „heteroecischen“ Parasiten, die im Gegensatz zu den „autoecischen“ ihren Generationswechsel auf verschiedenen Wirthen durchmachen. Dies nachzuweisen ist durch directe Aussaaten der Aecidiumsporen auf Keimpflanzen von Cerealien gelungen.[2])

Die Uredo-Lager der Puccinia graminis treten uns nur zu häufig im Freien, von Mitte Juni an bis zum Herbst, an Roggen, Weizen, Gerste, Hafer und vornehmlich auch an der Quecke (Triticum repens) entgegen. Sie nehmen vorzugsweise die Halme und die Blattscheiden der inficirten Pflanzen in Anspruch. Man erkennt sie leicht als schmale, rostfarbige bis dunkelbraune, den Nerven parallele, braune Streifen. Sie erreichen auf den Blattscheiden und Halmen bis mehrere Centimeter Länge. Die Epidermis des Wirthes wird durch die hervortretenden Sporen-Lager aufgerissen und emporgerichtet. Zuerst treten die rostfarbigen Lager der Uredosporen auf, zu denen allmählich sich die braunen Teleutosporen gesellen. Sie nehmen die Lager der Uredosporen in Anspruch und verdrängen sie schliesslich vollständig, worauf das Lager dunkelbraun, fast schwarz wird. Gegen Ende des Sommers sind nur Teleutosporen zu finden. — Soweit frisches Material nicht zu haben ist, können in Alcohol eingelegte, ja selbst trockene Pflanzen zur Untersuchung dienen. Wir stellen zunächst einen Querschnitt durch einen Haferhalm her, der mit den rostfarbigen Uredo-Lagern inficirt ist. Wir constatiren an dem Querschnitt leicht, dass die Pilzhyphen nur bestimmte Gewebe des Wirthes durchsetzen, es sind das die chlorophyllführenden lockeren Gewebsstreifen, welche mit den sklerenchymatisch verdickten in der Peripherie des Stengels abwechseln und von der mit Spaltöffnungen versehenen Epidermis gedeckt werden. Hier sind die Zellen dicht von gegliederten Hyphen umsponnen und ihr Inhalt desorganisirt. An den Stellen, wo der Schnitt ein Lager getroffen hat, sieht man dem Mycelium zahlreiche kurze und zarte, nach aussen gerichtete Zweige entspringen, die an ihrem angeschwollenen Ende eine einzellige Spore, die Uredospore, abschnüren. Die Oberhaut ist gesprengt, ihre Ränder seitlich emporgerichtet. Die Sporen sind auf verschiedenen Entwicklungszuständen. Die reifen erscheinen länglich-oval und lassen bei hinreichend starker Vergrösserung in ihrer Haut zwei Schichten unterscheiden. Die äussere dunkler braune ist mit zahlreichen kleinen Wärzchen besetzt; die innere weniger dunkle zeigt mehrere, meist vier, regelmässig im Aequator vertheilte Tüpfel. Der Inhalt der Spore ist körnig, in den inneren Theilen lebhaft orangeroth.

Querschnitte durch einen Haferhalm, der die dunkelbraunen Teleutosporen-Lager trägt, zeigen dasselbe Bild des Hyphenverlaufes, wie wir es zuvor gesehen. Die Teleutosporen werden von ebensolchen, nur etwas dickwandigeren Stielen, wie die Uredo-

sporen getragen. Die Teleutosporen sind zweizellig. Beide Zellen zusammen bilden einen umgekehrt eiförmigen Körper, der an beiden Enden sich etwas zuspitzt. Die Sporenhaut ist dunkelbraun. Im Laufe des Sommers untersuchte Pflanzen können zugleich Uredo- und Teleutosporen in dem Lager zeigen.

Ergänzend sei hier hinzugefügt, dass diese Teleutosporen überwintern und erst im nächsten Frühjahr zu einer weiteren Entwicklung fähig sind. Jede der beiden Zellen treibt einen zarten Schlauch, das sogenannte Promycelium, der sich in mehrere Zellen gliedert und von diesen aus kurze pfriemförmige Fortsätze treibt, die an ihrer Spitze eine nierenförmige „Sporidie" abgliedern. Diese kann nur Berberis-Blätter inficiren; ist sie auf ein solches hinreichend junges Blatt gelangt, so dringt ihr Keimschlauch durch die Aussenwand der Epidermiszelle hindurch direct in das Innere der Nährpflanze ein. Wie wir somit sehen, ist der Weg durch die Spaltöffnung, welchen die Keimschläuche der Aecidium- und Uredosporen einschlagen, nicht der einzige, auf dem die Infection möglich ist.



Fig. 138. Russula rubra. Partie aus dem Hymenium. *sh* subhymeniale Schicht; *b* Basidien; *s* Sterigmen; *sp* Sporen; *p* Paraphysen; *c* eine Cystide. Vergr. 540.

Um uns mit dem Bau des Hymeniums der Hymenomyceten [3]) bekannt zu machen, wählen wir am besten eine der zahlreichen Arten des Fliegenschwammes (Amanita), des Champignon (Psalliota) oder Täublings (Russula). Wir wählen hier zur Beschreibung eine Russula, weil dieselbe auch die gleich zu erwähnenden Cystiden besitzt. — Der Hut zeigt an der Unterseite radial angeordnete Lamellen. Diese tragen das Hymenium. Wir schneiden parallel zu dem Verlauf der Lamellen ein schmales Stück aus dem Hut heraus und machen durch dieses senkrecht zu dem Verlauf der Lamellen Querschnitte, die so dünn wie irgend nur möglich sein müssen. Der ganze Querschnitt sieht wie ein Kamm aus, an dem die durchschnittenen Lamellen die Zähne bilden. Bei schwacher Vergrösserung sehen wir, dass die Hyphen aus der Hutscheibe in die Lamelle treten, geradlinig in der Mediane derselben fortlaufen und sich fort und fort verästelnd Zweige abgeben, die sich schräg gegen die Flanken der Lamelle richten und weiter verzweigen. Ein Theil dieser Zweige schwillt keulenförmig an und endigt blind. Ein grösserer

Theil bleibt schlank und bildet ausserhalb der keulenförmig angeschwollenen Zweige, eine dichte Gewebeschicht aus kurzen, rundlichen Gliedern, die als subhymeniale Schicht unterschieden wird. Dieselbe setzt mehr oder weniger scharf gegen die innere Gewebemasse der Lamelle, „die Trama", ab. Die keulenförmig angeschwollenen Zweige der Trama dienen wohl dazu, den Lamellen die nöthige Steifheit zu verschaffen. Dem subhymenialen Gewebe entspringen die Basidien und Paraphysen (Fig. 138). Dieselben haben annähernd parallelen Verlauf, sind den Flanken der Lamellen senkrecht aufgesetzt und bilden das Hymenium. Die Basidien (*b*) sind keulenförmig gestaltet. An ihrem abgeflachten Scheitel bilden sie vier gleichmässig vertheilte, dünne Aestchen, die Sterigmen (*c*). Diese schwellen an ihrer Spitze allmählich zu je einer ellipsoidischen Spore, Basidiospore (*sp*) an. Die Basidiosporen bleiben auch, nachdem sie die volle Grösse erreicht haben, in den meisten Fällen glatt, oder sie erhalten bei manchen Russula-Arten (vergl. Fig. 138) kurze Stacheln auf deren Oberfläche. Hierauf werden sie durch eine Scheidewand vom Sterigma abgetrennt und fallen schliesslich ab. Die Abgrenzung und Lostrennung erfolgt ein kurzes Stück unterhalb der Sporenanschwellung, an der Stelle, wo das Sterigma eine leichte Knickung zeigt. Die abgeworfene Spore ist somit mit einem kurzen Stielchen versehen. Kleinere, steril gebliebene Basidien stellen die Paraphysen (*p*) dar. So weit stimmen mit dem beschriebenen Täubling auch die Fliegenschwämme und Champignons überein. Bei dem Täubling kommen nun aber noch zwischen Basidien und Paraphysen vereinzelte „Cystiden" (*c*) hinzu, Gebilde von der Stärke der Basidien, die mit ihrem zugespitzten Ende über die Hymenialfläche ein wenig hinausragen, mit ihrer verschmälerten Basis das subhymeniale Gewebe durchsetzen und sich als directe Zweige der medianen Elemente der Trama darstellen. Alle die genannten Elemente sind an ihrer Basis abgegrenzt durch Scheidewände, sie führen feinkörniges Plasma und nicht selten vereinzelte Oeltropfen.

Der Nachweis der Zellkerne und ihres weiteren Verhaltens im Hymenium macht grosse Schwierigkeiten. Zu brauchen sind nur äusserst zarte mit Hämatoxylin tingirte Schnitte aus Alcohol-Material. Da kann man feststellen, dass die Paraphysen und zunächst auch die Basidien nur einen Zellkern besitzen, der grösser als die Zellkerne in den vielkernigen Hyphenzellen ist. Der Zellkern liegt meist unterhalb einer centralen Vacuole. Beginnt die Basidie Sterigmen zu treiben, so tritt der Zellkern in Zweitheilung ein, die sich wiederholt, bis dass acht Zellkerne vorhanden sind. Diese Zellkerne sind aber so klein, dass sie sich streckend durch die Sterigmen gehen können und jede Spore erhält so, auf relativ spätem Entwicklungszustande, zwei Zellkerne, die sich auf ihre beiden Pole vertheilen. In der angewachsenen Spore ist der Nachweis dieser beiden Zellkerne nach der geschilderten Methode nicht schwer. Die Basidie entleert sich während der Sporenbildung fast vollständig, enthält dann keinen Kern mehr und kann somit nur einmal der Sporenbildung dienen.

An den beliebigsten, feucht stehenden Objecten, sobald denselben auch nur Spuren von Nahrung abzugewinnen sind, pflegt sich alsbald der blaugrüne Schimmel, das **Penicillium crustaceum** Fries.[4]) einzufinden. Es ist der verbreitetste aller Schimmelpilze, dem man allerorts begegnet. Nach dem Material für die Untersuchung werden wir somit nicht lange zu suchen brauchen. Am bequemsten wird es immerhin sein, ein Brodstückchen zu befeuchten und unter eine Glasglocke zu stellen. Es werden auf diesem Brod wohl zunächst Mucorineen sich zeigen; doch alsbald hat das sich zunächst langsamer entwickelnde Penicillium dieselben verdrängt und nach etwa acht Tagen bedeckt eine dichte blaugrüne Decke das Substrat. Die blaugrüne Färbung rührt von den Sporen des Penicilliums her, welche aber nur in grossen Mengen diese Färbung verrathen. Wir heben nunmehr ein wenig Material von dem Substrat ab und untersuchen es in Wasser. Das Mycelium besteht aus verzweigten Hyphen, welche durch Scheidewände getheilt sind. Der unmittelbar sichtbare Inhalt ist feinkörniges Protoplasma mit kleinen Vacuolen. Einzelne Fäden, von andern Mycelfäden nicht unterschieden, haben sich zu Fruchtträgern ausgebildet. An ihrer Spitze setzen sie sich in einem Wirtel kurzer Aeste fest, welche Aeste (Fig. 139 *s'*) ihrerseits entweder direct Basidienwirtel oder zuvor nochmals je einen Wirtel kürzerer Seitenäste und erst auf diesem Basidienwirtel tragen. Diese Verzweigung giebt dem Fruchtträger das Aussehen eines Pinsels. Häufig kommen zu diesem terminalen Pinsel noch seitliche hinzu aus Zweigen, welche unterhalb einer Scheidewand aus dem primären Fruchtträger entspringen und secundäre Fruchtträger (in der Figur rechts) bilden. Die Basidien sind, wie hinreichend starke Vergrösserung lehrt, walzenförmig, an ihrem Ende zu einem feineren Fortsatz, dem Sterigma (*st*), verlängert. Dieses Sterigma schwillt an seiner Spitze kugelig an und bildet eine rasch anwachsende Spore. Unter der ersten Spore zeigt sich alsbald eine zweite Anschwellung, die zur Spore

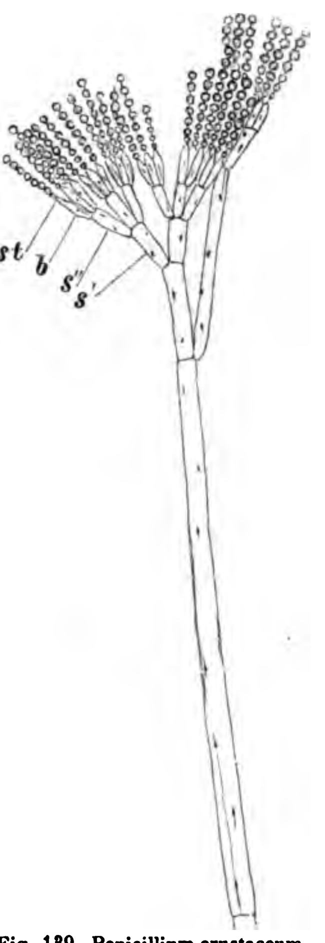


Fig. 139. Penicillium crustaceum. Fruchtträger mit Zweigquirlen (*s'* u. *s''*), Basidien (*b*), Sterigmen (*st*) und Sporen; Zellkerne sichtbar. Nach einem Alcohol-Hämatoxylin-Präparat. Vergr. 540.

heraus. An seiner abgeflachten Spitze ist deutlich ein kleiner kreisrunder Deckel zu erkennen. Dieser wird für die Entleerung der Sporen geöffnet. Das Ausschleudern erfolgt in Folge einer starken Spannung, die auf die Wände des Ascus von einer die Sporen umgebenden stark quellbaren Substanz ausgeübt wird. Diese Substanz ist es jedenfalls, die den Ascus so weit ausdehnt, dass er mit seiner Spitze aus dem Hymenium hervorragt; die entleerten collabirten Schläuche sind in das Hymenium zurückgetreten. — Die Paraphysen präsentiren sich als lange, reichlich septirte Fäden. Ihre Endglieder sind keulenförmig angeschwollen, ihr Inhalt ist spärlich und farblos. Asci und Paraphysen sind in ihrem oberen Theile in eine gallertartige Substanz von schwefelgelber Farbe eingebettet und diese ist es, die dem ganzen Fruchtkörper die gelbe Färbung verleiht. Dieselbe geht jedenfalls aus gequollenen Membrantheilen hervor. — Nach Zusatz von Jodjodkaliumlösung nimmt das Hymenium in seinen unteren Theilen eine blasse Färbung an, eine Erscheinung, die bei den Pilzen sonst selten, wohl aber bei Flechten verbreitet ist. Letztere sind aber thatsächlich auch, so wie Ascobolus, Ascomyceten, doch symbiotisch mit Algen zusammenlebende. An dem Epiplasma der Asci tritt die rothbraune Färbung hier viel weniger schön als bei Morchella hervor. Die Sporen nehmen gleichzeitig je nach dem Ton ihrer Wandung eine hellbraune bis dunkelbraune Färbung an. — Mit Hülfe ihrer gallertartigen Anhängsel bleiben die Sporen an dem Substrat haften, an das sie zufällig angeschleudert worden sind. Die Sporen keimen dort aber nicht, vielmehr müssen dieselben, wie entsprechende Versuche lehrten, den Darm eines Thieres passiren, um keimfähig zu werden.

Um den Bau des Hymeniums einer hoch entwickelten Form der Ascomyceten kennen zu lernen, wenden wir uns am besten an eine Morchel, Morchella esculenta. Selbst getrocknete Exemplare können hier nach dem Aufweichen für die Untersuchung verwerthet werden. Frische sind natürlich vorzuziehen. Die allbekannte Morchel hat einen unregelmässig eiförmigen, gestielten Fruchtkörper, der im Innern eine einfache Höhlung birgt und dessen oberer angeschwollener Theil in tiefe Falten gelegt ist. Die einspringenden Felder oder Kammern sind mit Hymenialgewebe bekleidet, während dasselbe an den vorspringenden, exponirten Rippen nicht zur Entwicklung kommt. Sehr leicht sind entsprechende Schnitte zu bekommen, die senkrecht gegen die Oberfläche irgend einer Kammer geführt sein müssen. Das Hymenium besteht aus annähernd parallel gestellten Sporenschläuchen (Asci) und Saftfäden (Paraphysen) (Fig. 140). Die Schläuche (*a*) sind fast cylindrisch und enthalten in ihrem oberen Theile acht aneinander gedrängte, ellipsoidische, einzellige Sporen. Ausser den Sporen ist noch das zum Theil stark lichtbrechende Epiplasma in dem Ascus vorhanden. Die Paraphysen sind bräunliche, nach oben zu etwas angeschwollene, septirte Fäden. Ihre oberste Zelle ist besonders

lang. Sie erreichen nicht die Höhe der Asci. Asci und Paraphysen entspringen als Hyphenendigungen dem dicht verflochtenen, flach ausgebreiteten subhymenialen Gewebe. Dieses ruht auf dem lockerer gebauten, innern Hyphengeflecht des Fruchtkörpers. Zusatz von Jodjodkaliumlösung färbt die Epiplasmamassen in den Asci rothbraun. Diese Reaction ist für Epiplasma charakteristisch und neuerdings als Glycogenreaction gedeutet worden.[8]) Die charakteristischen Eigenheiten dieser Reaction zeigen sich beim Erwärmen. Zu dem in Wasser liegenden, durch Zusatz von Jodjodkalium tingirten Präparate wird etwas Wasser zugesetzt, doch nicht so viel, um es zu entfärben, dann wird vorsichtig erwärmt, ohne dass der Siedepunkt erreicht wird und über weissem Papier verglichen, ob die Färbung blasser geworden. Ist dies geschehen, so wird das Präparat rasch abgekühlt und es tritt die bei grösseren Präparaten schon dem blossen Auge sichtbare dunklere Färbung wieder ein.[9]) Mit Hülfe der Jodjodkaliumfärbung lässt sich die Basis mancher Asci ziemlich tief in das Subhymenialgewebe verfolgen. Der Inhalt der Sporen, der Paraphysen, des Subhymenialgewebes und der Gewebe im Innern des Fruchtkörpers färbt sich gleichzeitig gelb bis gelbbraun.

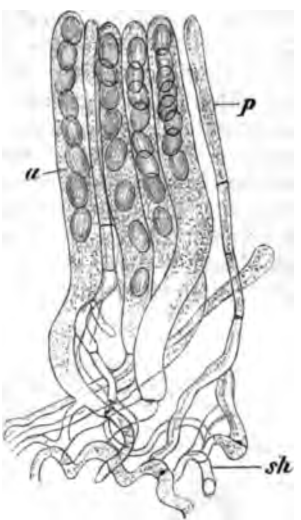


Fig. 140. Partie aus dem Hymenium von Morchella esculenta. *a* Asci; *p* Paraphysen; *sh* subhymeniales Gewebe. Vergr. 240.

An Alcohol-Präparaten der Morchel gelingt es mit Hämatoxylin leicht die Zellkerne in allen Theilen des Fruchtkörpers nachzuweisen. Zahlreiche kleine Zellkerne sind in den Zellen der Hyphen und der Paraphysen vorhanden, ein einziger relativ grosser im Ascus vor der Sporenbildung. Es ist bekannt,[10]) dass sich dieser Zellkern theilt und dass seine Nachkommen die Zweitheilung wiederholen, bis dass acht Zellkerne im Ascus vorhanden sind. Um diese acht Zellkerne sammelt sich Protoplasma und grenzt sich zu entsprechend viel Sporen ab, die sich alsbald mit Membran umgeben. Die Zellkerne in den inhaltreichen Sporen nachzuweisen hält hier aber schwer. Die mit Hämatoxylin tingirten Schnitte zeigen auch an allen Querwänden sehr deutlich das Vorhandensein der früher von uns bei Hymenomyceten studirten, hier auch ebenso gebauten Tüpfel.

Der Pilz im Thallus der Flechten gehört, von ganz seltenen Ausnahmen abgesehen, zu den Ascomyceten. Die uns bereits bekannte Anaptychia ciliaris fructificirt sehr reich. Die Apothecien sind schüsselförmig mit vom Thallus aus gebildetem Gehäuse. Dieses verschmälert sich unter dem Apothecium stielartig. Ein

Querschnitt durch diesen Stiel zeigt radiären Bau, mit gleich dichter Rindenschicht und auf diese folgenden gleichartigen Gonidienschicht im ganzen Umkreis. Das Innere des Stiels wird von dem aus lockerem Hyphengeflecht gebildeten Mark eingenommen. — Wir führen weiterhin mediane Längsschnitte durch das Apothecium. Diese zeigen uns das aus dem Thallusgewebe gebildete Gehäuse. Die Gonidienschicht reicht bis an dessen Rand, der stellenweise in cilienartige Fortsätze auswächst. Der Apotheciumstiel hat sich schüsselartig erweitert, um das Apothecium aufzunehmen, das auf dessen Markgewebe ruht. Das Hymenium zeichnet sich durch etwas bräunliche Färbung aus. Es besteht aus sehr zahlreichen langen, äusserst schmalen, septirten Fäden, den Paraphysen; zwischen diesen, weit weniger zahlreich, stehen die keulenförmigen Schläuche, die Asci. Letztere sind stets von verschiedenem Alter; die reifen führen acht braunwandige Sporen. Diese Sporen sind ellipsoidisch, zweizellig, an der Grenze beider Zellen ein wenig eingeschnürt. Paraphysen wie Asci entspringen einer gleichfarbigen, verfilzten, horizontal ausgebreiteten Schicht von geringer Mächtigkeit, die als Subhymenialschicht unterschieden wird. Diese ruht erst auf dem Markgewebe des Stieles, von dem sie sich durch ihre bräunliche Färbung und den Mangel an luftführenden Räumen sich abhebt. Während, wie wir gesehen haben, die Hyphen des Thallus selbst mit Chlorzinkjodlösung nicht blau zu färben sind, nimmt das Hymenialgewebe schon nach Zusatz von ein wenig Jodjodkaliumlösung dunkelblaue Färbung an. Die Wände der Hymenialelemente sind aus einer besondern Modification von Cellulose, die als Stärkecellulose unterschieden worden ist, gebildet. — Durchmustert man den Thallus von Anaptychia ciliaris mit der Lupe, so fallen an einzelnen Stellen desselben warzenförmige, einzeln oder in Gruppen stehende Erhebungen auf. Werden an solchen Stellen zarte Querschnitte in grosser Zahl geführt, so gelingt es auch wohl, eine solche Anschwellung zu treffen (Fig. 141). Sie erscheint dann als eiförmiges, in den Thallus eingesenktes, mit einem Porus nach aussen mündendes Gebilde, und ist nun als Spermogonium zu erkennen. Es nimmt dasselbe fast die ganze Tiefe des Thallus ein, wird seitlich von der Gonidienschicht umfasst und zeigt sich im Innern gebildet aus zarten, kurzgliedrigen, annähernd radial einzeln oder in Bündeln angeordneten Fäden, den Sterigmen (vergl. die Figur).



Fig. 141. Querschnitt durch den Thallus von Anaptychia ciliaris mit einem median getroffenen Spermogonium *sp*; *c* Rindenschicht, *m* Markschicht, *g* Gonidienschicht des Thallus. Vergr. 90.

Die Längsaxe des Organs wird von einer cylindrischen Höhlung durchsetzt, welche stäbchenförmige Spermatien, die von den Enden der Sterigmen abgegliedert werden, aufnimmt. Durch die obere Oeffnung des Spermogoniums können die Spermatien dann nach aussen treten. Für Collemaceen ist die Function der Spermatien als männliches Geschlechtsproduct nachgewiesen worden,[11] für andere Flechten ist ihre Bedeutung noch unbekannt.

Anmerkungen zum XXVI. Pensum.

[1]) Vergl. de Bary, Monatsber. d. k. Akad. d. Wiss. in Berl. für das Jahr 1865, pag. 15. Kny, Bot. Wandtafeln, pag. 68. Frank, die Krankh. d. Pfl., pag. 454.

[2]) de Bary, Monatsber. d. k. Akad. d. Wiss. zu Berlin für das Jahr 1866, pag. 206.

[3]) Vergl. de Bary; Morph. u. Phys. der Pilze, pag. 112; Goebel, Grundzüge, pag. 143. In beiden die übrige Literatur.

[4]) Brefeld, Schimmelpilze, Heft II.

[5]) Strasburger, Zellb. u. Zellth. III. Aufl. pag. 221.

[6]) Brefeld l. c. pag. 39.

[7]) Vergl. Woronin in de Bary und Woronin's Beiträgen zur Morph. u. Phys. d. Pilze. Zweite Reihe, 1866. E. v. Janczewski, Bot. Ztg. 1871, Sp. 257. In beiden Aufsätzen die übrigé Literatur.

[8]) Leo Errera, L'épiplasme des Ascomycètes 1882. Dort auch die Literatur zum Epiplasma.

[9]) l. c. pag. 45.

[10]) de Bary, Morphologie der Pilze, pag. 103. Strasburger, Zellb. und Zellth. III. Aufl. pag. 50. Schmitz, Stzber. d. niederrh. Gesell., 4. Aug. 1879. Sep.-Abdr. pag. 20.

[11]) E. Stahl, Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Flechten, Heft I, 1877.

XXVII. Pensum.

Die uns bereits bekannte Marchantia polymorpha, aus der Gruppe der Lebermoose, vermehrt sich rasch auf vegetativem Wege durch ihre Brutknospen. Solche sind bei den Lebermoosen überhaupt häufig, hier treten sie uns in einer besonders exquisiten Form entgegen. Die Brutknospen der Marchantia entstehen auf der Rückenfläche des Tallus in becherförmigen Behältern. Die Becher haben einen schön gezähnten Rand, auf ihrem Grunde sind die lebhaft grünen Brutknospen zu sehen. Ein medianer Längsschnitt durch den Becher, parallel zur Längsaxe des tragenden Sprosses geführt, zeigt, dass der Becher nach oben zu sich zunächst etwas verengt und dann erst ziemlich plötzlich zu dem äusseren Saume erweitert. Das Luftkammern bildende Gewebe setzt sich in die Aussenseite des Bechers, bis oberhalb seiner äusseren Erweiterung fort. Der Grund des Bechers ist von einzelligen Keulenpapillen eingenommen, deren Membranen zu einem Schleime aufquellen, dessen Bedeutung uns weiterhin klar werden soll. Zwischen den Keulenpapillen finden sich vereinzelt auch zweizellige;[1]) dann auch solche, deren obere Zelle sich weiter quer getheilt hat. Die untere Zelle bleibt dauernd einfach und bildet die Stielzelle; die Nachkommen der oberen Zelle theilen sich alsbald longitudinal. Die Anlagen werden immer vielzelliger, gewinnen bedeutend an Flächenausdehnung, werden in der Mitte mehrschichtig. Andere Anlagen haben endlich den fertigen, bisquitförmigen Zustand erreicht. Ihr einzelliger Stiel kann leicht durchrissen werden. — Die Ablösung der Brutknospen und ihre Entleerung aus dem Becher erfolgt durch Vermittlung des stark quellbaren Schleimes, der von den einzelligen Keulenpapillen am Grunde des Bechers erzeugt wird. Die beiden seitlichen Einbuchtungen der bisquitförmigen Brutknospe bergen je einen Vegetationspunkt, den kurze Papillen schützen. Die Zellen der Brutknospe sind chlorophyllreich, doch fallen auf beiden Flächen grössere chlorophyllfreie Zellen auf, die sich der Mitte näher halten, sonst unregelmässig zerstreut sind. Am Rande führen einzelne Zellen Oelkörper. Die grossen, chlorophyllfreien Zellen sind es, die nach der Aussaat der Brutknospen sich in ein bis zwei Tagen zu Wurzel-

haaren entwickeln und zwar nur auf der Schattenseite der Brutknospe, während ihre Lichtseite zur morphologischen Oberseite sich ausbildet.[2])

Die Geschlechtsorgane der Marchantieen stehen auf besonderen Receptakeln, die wir bei derselben Marchantia polymorpha betrachten wollen.[3]) Männliche und weibliche Receptakeln sind leicht zu unterscheiden, die ersteren stellen scheibenförmige, die letzteren schirmförmige Gebilde dar. Die beiden Geschlechter sind auf verschiedene Pflänzchen vertheilt; die Receptacula sammt ihren Stielen stellen umgebildete Zweigsysteme derselben dar. Führen wir einen Querschnitt durch den Stiel eines männlichen Receptaculums, so sehen wir, dass derselbe auf seiner vom Thallusrand abgekehrten Seite, die der Ventralfläche entspricht, zwei mit Zäpfchenrhizoiden erfüllte Rinnen führt. Dieser Stiel wurde gebildet nach der ersten Dichotomie des zur Inflorescenz werdenden Sprosses, der sich in dem scheibenförmigen „Hut" weiter in radialen Richtungen dichotomisch verzweigt. Die Ausbuchtungen am Hute, mit Ausnahme der hinteren, entsprechen Vegetationspunkten. Gegen diese hintere Ausbuchtung ist die Insertion des Stieles verschoben, und die ganze Scheibe nicht ein radiär, vielmehr ein zygomorph gebautes Organ, das heisst ein solches, das nur eine Symmetrieebene hat. An der Rückenfläche des Stiels fehlt die Ausbildung der Luftkammern, wohl aber sind diese auf dem Hut entwickelt. Wir führen zwischen Holundermark zarte mediane Längsschnitte durch den Hut aus und überzeugen uns, dass derselbe auf seiner Oberseite ganz den Bau der Rückenfläche des Thallus zeigt, und dass ebenso seine Unterseite der Ventralfläche des Thallus entspricht, Rhizoide und Schuppen trägt. In der Oberseite sind aber in besonderen Höhlungen die Antheridien (Fig. 142 *A*) eingesenkt. Auf gelungenen Schnitten stellen wir fest, dass in jeder Höhlung sich nur ein Antheridium nebst einigen kurzen, einzelligen Paraphysen (*p*) befindet; die Höhlung schliesst bis auf einen engen Kanal über dem Antheridium zusammen. Das Antheridium stellt einen kurz gestielten, ovalen Körper mit einschichtiger, chlorophyllhaltiger Wandung dar. Die Specialmutterzellen der Spermatozoiden sind durch fortgesetzte, sich rechtwinklig schneidende Theilungsschritte angelegt worden

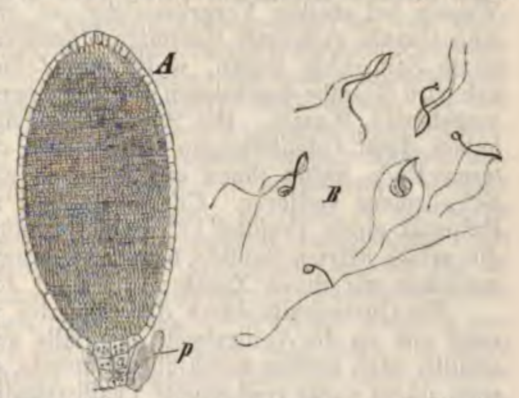


Fig. 142. Marchantia polymorpha. *A* Ein fast reifes Antheridium im optischen Durchschnitt, *p* Paraphysen. *B* Spermazoiden mit 1% Ueberosmiumsäure fixirt. *A* 90 Mal, *B* 600 Mal vergr.

und bilden selbst im fast reifen Antheridium noch geradlinig angeordnete Quer- und Längsreihen (vergl. die Figur). Auf medianen Längsschnitten, die durch den hinteren Einschnitt des Hutes, der einem Vegetationspunkte nicht entspricht, gehen, sieht man das Alter der Antheridien von dem hinteren Einschnitt gegen den vorderen Rand stetig abnehmen. An in anderer Richtung geführten Längsschnitten nehmen die ältesten Antheridien die Mitte des Schnittes ein und es folgen nach beiden Seiten zu jüngere Entwicklungszustände. Kurz vor der Reife des Antheridiums treten die Spezialmutterzellen der Spermatozoiden, sich abrundend, aus dem Verbande, die Wandung des Antheriums reisst am Scheitel und die kleinen, runden Zellen werden entleert. Bringt man einen Tropfen Wasser auf die Oberfläche eines erwachsenen Hutes, so sieht man das Wasser sich rasch über dessen ganze Fläche ausbreiten und alsbald milchig werden. Untersucht man nunmehr dieses Wasser bei starker Vergrösserung, so erblickt man in demselben eine Unzahl entleerter Spermatozoidzellen. Sie bleiben noch eine kurze Zeit ruhig liegen, wobei die Zellmembran quillt. Schliesslich wird dieselbe durchrissen und das Spermatozoid entweicht in das umgebende Wasser. Die Spermatozoiden sind relativ sehr klein, haben einen fadenförmigen Körper und zwei lange Cilien, am hinteren Ende haftet ihnen ein Bläschen an, das sie während des Schwärmens verlieren. Um sie deutlich zu sehen, setzen wir dem Präparat einen Tropfen 1 % Ueberosmiumsäure zu und können nun die schön fixirten Gebilde bequem studiren (Fig. 142 *B*). Dasselbe erreichen wir durch Zusatz einer Spur Jodjodkaliumlösung.

Ein Querschnitt durch den Stiel des weiblichen Receptaculums zeigt uns an der Ventralseite ebenfalls zwei mit Zäpfchenrhizoiden erfüllte, nach aussen durch übergreifende, schuppenartig ausgewachsene, öfters sogar verdoppelte Thallusränder abgeschlossene Rinnen. Hinzu kommt hier aber, zum Unterschied von dem Stiele an der männlichen Inflorescenz, die Ausbildung der Luftkammern an der Dorsalfläche. Dieser die Luftkammern führende Theil hebt sich als besondere, seitlich erweiterte Anschwellung von dem Stiele ab. Der Querschnitt trifft nur äusserst selten eine Athemöffnung und ein longitudinaler Flächenschnitt von der Rückenfläche erklärt diese Erscheinung, indem er zeigt, dass die Luftkammern hier ausserordentlich langgestreckt sind, trotzdem nur eine Athemöffnung besitzen. Das schirmförmige Receptaculum wollen wir vorerst bei schwacher Vergrösserung unter dem Simplex betrachten und nehmen die Nadeln zu Hülfe, um uns die Orientirung zu erleichtern. Wir wählen zur Untersuchung ein solches, das an seinem Stiel bereits emporgehoben wurde und seine Strahlen ausgebreitet hat. Wir schneiden den Stiel dicht am Receptaculum ab und legen letzteres mit der Unterseite nach oben. Das weibliche Receptaculum bildet, so wie das männliche, eine radial ausgebreitete Inflorescenz und zwar sind im allgemeinen neun Strahlen und zwischen diesen acht Archegonienreihen an der Unterseite des Receptaculums befestigt.

Zwischen den beiden hinteren Strahlen fehlt die Archegonienreihe und was zunächst auffällt, auch die sie schützende Hülle; es ist das dieselbe Stelle, an der auch an männlichen Scheiben der Vegetationspunkt fehlte, die Stelle, von der die Verzweigung sowohl der männlichen als auch der weiblichen Inflorescenz ausging. Gegen diese sterile Stelle ist auch am weiblichen Receptaculum die Insertion des Stieles verschoben. Die weibliche Inflorescenz ist somit ebenfalls zygomorph und nicht radiär entwickelt. Auffallend ist im Verhältniss zum männlichen Receptaculum der Unterschied, dass hier die Geschlechtsorgane auf der Unterseite stehen, doch hängt diese Erscheinung mit einer frühzeitigen Verschiebung der Vegetationspunkte nach der Unterseite des Receptaculums zusammen. Die Rückenfläche ist hier somit zwischen den Randstrahlen nach innen umgeschlagen und dementsprechend sieht man die Archegonien von aussen gegen die Stielinsertion jünger werden. Mit Hülfe der Nadeln werden wir constatiren können, dass jede zwischen zwei Strahlen liegende Archegonienreihe von einer gemeinschaftlichen einschichtigen, schleierartigen, am Rande gefransten Hülle umfasst wird. — Mit Ausnahme der beiden hinteren sind die Randstrahlen als besonders verlängerte Mittellappen, wie wir solche früher am Thallus zwischen je zwei Vegetationspunkten kennen gelernt, aufzufassen; die beiden hinteren Strahlen können hingegen nur die Seitenlappen der beiden dort anstossenden Zweige sein. Die Randstrahlen sind rinnenförmig gestaltet, in der Rinne liegt die Ventralseite, welcher Zäpfchenrizoide entspringen. Die Rinnen setzen sich zwischen je zwei Archegonienstreifen bis an den Stiel des Receptaculums fort. So gelangen die Zäpfchenrhizoide bis zu den beiden Rinnen des Stieles. — Wird ein wirklich medianer Längsschnitt durch das Receptaculum ausgeführt, der somit zwischen die beiden hinteren Randstrahlen fällt, so trifft derselbe nur auf der vom Stiel nach vorn gelegenen Seite einen Archegoniumstreifen. Auf der Hinterseite sieht man hingegen die Luftkammern von der Rückseite des Stiels ohne Unterbrechung bis auf die Oberseite des Receptaculums sich fortsetzen. Andere Schnitte, welche einen Randstrahl getroffen haben, zeigen, dass auch auf der Rückenfläche desselben die Luftkammern entwickelt sind. Das Gewebe der weiblichen Receptakeln ist besonders reich an grossen Schleimzellen, die vornehmlich zwischen den Luftkammern der Oberseite liegen. — Hat man relativ junge Receptacula zur Ausführung der Längsschnitte gewählt, so findet man an den auf die Unterseite verschobenen Rückenflächen die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien. Die ältesten liegen nahe dem Rande, die fortschreitend jüngeren immer näher dem Stiele. Die ersten reifenden Archegonien zeigen ihren Hals am Rande der Scheibe vorbei nach oben umgebogen, die folgenden sehen gerade nach unten. Ein annähernd reifes Archegonium (Fig. 143 *A*) lässt einen kurzen Stiel, einen Bauchtheil und einen Halstheil unterscheiden. Die Wandung am Bauchtheil, wie am Stiel ist einschichtig. Die Centralzelle des

Bauchtheils ist erfüllt vom Ei mit deutlichem Zellkern und der vom Ei kurz vor der Reife abgetrennten Bauchkanalzelle. Der Hals ist durchzogen von dem Halskanal, der aus einer Reihe von vier Halskanalzellen hervorgegangen ist, deren Querwände aufgelöst wurden. Der desorganisirte Inhalt der vier Halskanalzellen ist somit zu einem zusammenhängenden Strange verschmolzen. — Zwischen den Archegonien sieht man zahlreiche, kleine, blattartige Schuppen dem Receptaculum entspringen. Ebenso hat man an vielen Präparaten die einschichtige Fläche der am Rande gefransten, den ganzen Archegoniumstreifen schützenden Hülle vor Augen. Zahlreiche Zellen derselben enthalten Oelkörper.

Fig. 143. Marchantia polymorpha. *A* junges, *B* geöffnetes Archegonium; *C* befruchtetes Archegonium nach erfolgtem Beginn der Eitheilungen. *k'* Halskanalzelle; *k''* Bauchkanalzelle; *o* Ei; *pr* Perianthium. 540 Mal vergrössert.

Es ist relativ leicht, das Oeffnen des Archegoniums direct unter dem Mikroskop zu sehen. Man führt rasch Längsschnitte durch eine weibliche Inflorescenz, die sich noch nicht oder nur wenig auf ihrem Stiel erhoben hat, legt sie trocken unter Deckglas und durchmustert unter dem Mikroskop. Glaubt man ein reifes Archegonium erkannt zu haben, so bringt man, während man beobachtet, einen Wassertropfen an den Rand des Deckglases. Nach Zutritt desselben öffnet sich das Archegonium fast sofort. Die Ursache des Oeffnens liegt in der starken Quellung des im Halskanal befindlichen Inhalts. Die Halszellen weichen am Scheitel des Halses aus einander. Es tritt der Inhalt der Halskanalzellen nach aussen hervor, dann folgt der Inhalt der Bauchkanalzelle. Der homogene Theil dieses Inhalts wird von einem stark quellenden Schleime gebildet, der sich im umgebenden Wasser vertheilt, die körnigen Inhaltsmassen bleiben im umgebenden Wasser liegen, wo sie sich langsam desorganisiren. Gleich nach Entleerung der Bauchkanalzelle hat sich das Ei in der Centralzelle des Bauchtheils abgerundet (Fig. 143 *B*). An seinem vorderen Rande ist öfters, doch nicht immer, eine hellere Stelle, der Empfängnissfleck, zu unterscheiden.

Auch das Eindringen der Spermatozoiden in den Halskanal kann man bei dieser Pflanze leicht sehen. Man setzt zu diesem Zwecke statt reinen Wassers, einen solchen Tropfen dem Präparat zu, der zuvor auf einem reifen männlichen Receptaculum geruht hat. Die Spermatozoiden sammeln sich alsbald in dem von einem Archegonium ausgestossenen Schleime und man sieht sie in den Hals eintreten, wo sie freilich unsichtbar werden. Auch hier wird ein Stoff ausgeschieden, der als chemischer Reiz auf die Spermatozoiden wirkt und deren Bewegungsrichtung bestimmt. So gelangen sie in den vom Archegonium ausgestossenen Schleim, in dem sie sich langsam in der Richtung zur Halsöffnung fortbewegen. — Interessant ist es, zu constatiren, dass an einem unbefruchteten Archegonium der Halstheil sich nicht schliesst und das Archegonium so langsam zu Grunde geht. Ist hingegen spermatozoidenhaltiges Wasser dem Präparat zugesetzt und das Ei befruchtet worden, so schliesst sich der Halstheil, von oben nach unten fortschreitend, durch Verengung, schon nach wenig Stunden. Hebt man das Präparat auf, so kann man nach 24 Stunden das Vorhandensein einer Cellulosehaut um das befruchtete Ei schon leicht erkennen. In den nächstfolgenden Tagen nimmt die Dicke dieser Cellulosehaut noch zu.

Die befruchteten Archegonien, denen man auf den Längsschnitten begegnet, zeigen einen geschrumpften und gebräunten Halstheil, während das Ei sich getheilt zeigt (Fig. 143 *C*). Um die Basis des Archegoniums beginnt sich, aus dem Fuss derselben, eine becherförmige Hülle, das sogenannte Perianthium (*pr*) zu entwickeln. Dieselbe hüllt alsbald das ganze angeschwollene Archegonium ein. Auf Längsschnitten durch die Receptacula, welche ihre Randstrahlen bereits emporgerichtet haben, sieht man die lebhaft grünen, angeschwollenen Archegonien mit entsprechend erweiterter Basis der Receptacularfläche aufsitzen, geschmückt am Scheitel von dem Rest des Archegoniumhalses. — Aus dem befruchteten Ei geht allmählich das Sporogonium hervor, das man schliesslich auf Längsschnitten zu sehen bekommt, die man durch noch ältere Receptacula darstellt. Diese Sporogone bilden eine kurz gestielte, ovale, gelblich-grüne Kapsel. Die Wand dieser Kapsel ist einschichtig, breitet man sie mit den Nadeln aus und betrachtet sie bei stärkerer Vergrösserung, so fallen die charakteristischen Verdickungsringe in den sonst dünnwandigen Zellen auf. Die gelbwandigen Sporen sind fein punktirt. Zwischen denselben liegen schmale, lange, an den Enden zugespitzte Zellen, welche durch je zwei braune Schraubenbänder an ihrer Wand ausgezeichnet sind, es sind das die Schleuderer oder Elateren. Das Innere der Kapsel wird ausschliesslich von Sporen und Elateren erfüllt. An bereits geöffneten Kapseln stellt man fest, dass dieses Oeffnen mit mehreren zurückgekrümmten Zähnen am Scheitel erfolgte. Die Elateren sind stark hygroskopisch und dienen zur Sporenaussaat. — Nicht bei allen Marchantieen werden die Geschlechtsorgane auf besonders

ausgebildeten Receptakeln emporgehoben und bei anderen Laubmoosen fehlt diese Erscheinung überhaupt. Dagegen kommt es dort öfters vor, dass der Stiel des Sporogoniums sich bedeutend streckt und die Kapsel mit den Sporen emporhebt, was die Sporenaussaat fördert.

Die Antheridien der Laubmoose untersucht man am besten bei einer Gattung, welche auffällige männliche „Blüthen" bildet. Wir wählen einen Repräsentanten der Gattung Mnium, nämlich das allgemein verbreitete Mnium hornum, das im Mai sehr reichlich „blüht" und gleichzeitig auch weibliche „Blüthen" und Sporogonien der Untersuchung bietet. Die männlichen Blüthen sind freilich viel auffälliger als die weiblichen und gilt es letztere oft länger zu suchen. Die männlichen Blüthen sind dunkelgrün, scheibenförmig, von einer Rosette aus Laubblättern, den sogenannten Hüllblättern oder Perigonialblättern umfasst. Nach dem Innern der Blüthe zu nehmen diese Blätter rasch an Grösse ab. In den Achseln der äusseren, vornehmlich aber der inneren Hüllblätter stehen zahlreiche Antheridien und Paraphysen, die auch den ganzen Axenscheitel überziehen. Dies zeigen am schönsten mediane Längsschnitte der Blüthen, die man am besten zwischen den Fingern ausführt, den Blüthenscheitel beim Schneiden abwärts kehrend. Man sieht an diesen Längsschnitten, dass die Blüthenaxe an der Insertionsstelle der Geschlechtsorgane blüthenbodenartig erweitert, in ihrer Mitte sogar ein wenig vertieft ist. Das centrale, den Mnium-Arten eigene Leitbündel, hat eine entsprechende Erweiterung erfahren und endet in einem chlorophyllhaltigen Gewebe, das sich unter dem Blüthenboden ausbreitet. Die Antheridien und die Paraphysen sind ohne weiteres als solche zu erkennen und ihr Bau leicht zu ermitteln. Die Antheridien sind keulenförmige, an beiden Enden etwas verjüngte, kurz gestielte Körper. Die Zellen ihrer Wandung enthalten zahlreiche Chlorophyllkörner. Wo der Längsschnitt ein Antheridium geöffnet hat, sieht man, dass die Wand desselben einschichtig ist. Der Inhalt besteht aus kleinen, farblosen Zellen, deren Scheidewände auf jüngeren Entwicklungszuständen deutlich rechtwinklige Schneidung zeigen. Der hervorgetretene Inhalt durch den Schnitt geöffneter, älterer Antheridien zeigt sich aus abgerundeten, doch noch mit einander verklebten Zellen gebildet, den Spermatozoidzellen, in denen der fadenförmige Körper der Spermatozoiden öfters schon zu erkennen ist. Die Chlorophyllkörner am Scheitel reifender Antheridien nehmen etwas bräunlichen Ton an. Entleerte Antheridien sind an ihrem Scheitel geöffnet. Die Paraphysen zeigen sich uns als einfache Zellfäden, deren Zellen allmählich nach oben zu anschwellen, dann sich aber (wenigstens die oberste) wieder verjüngen, wobei die oberste Zelle stets zugeschärft ist. Die Wände der Zellen sind öfters in den unteren Theilen der Paraphysen, manchmal auch höher an denselben hinauf, gebräunt, sie führen Chlorophyll. Querschnitte durch die unteren Theile der Blüthe geführt, zeigen in instructiver Weise die Vertheilung der Antheri-

dien, ihr Verhältniss zu den Hüllblättern und den Paraphysen, auch führen sie uns zahlreiche Querschnitte durch die Antheridien vor.

Noch auffallender als die männlichen Blüthen von Mnium sind die rothgefärbten der Polytrichum-Arten, die man ebenfalls im Mai findet. Wir wählen Polytrichum juniperinum zur Untersuchung. Die äusseren Hüllblätter, welche das Perigon bilden, zeichnen sich, abgesehen von ihrer Färbung, noch dadurch von den Laubblättern aus, dass der einschichtige Scheidentheil bei ihnen sich bis an die Spitze fortsetzt. Die Bildung der grünen Lamellen bleibt auf dem obersten Blatttheil und zwar fast nur auf den Nerven beschränkt. An den rasch kleiner werdenden, das Innere der Blüthe einnehmenden, rothbraunen Hüllblättern, werden die grünen Lamellen nur noch auf der äussersten nach aussen scharf umgebogenen Spitze erzeugt. So erscheint das Blatt schliesslich fast nur auf seinen Scheidentheil reducirt. Die Antheridien und Paraphysen stehen in den Achseln der Hüllblätter. Die Mitte der Blüthe wird aber von einer vegetativen Knospe eingenommen in die sich der Centralstrang des Stämmchens fortsetzt. Daher auch die für Polytrichum normale, spätere Durchwachsung der männlichen Blüthen. Die Antheridien haben den nämlichen Bau wie bei Mnium. Die Paraphysen, in ihrem unteren Theile einen langen Zellfaden bildend, erweitern sich an ihrer Spitze meist zu einer spatelförmigen, einschichtigen Zellfläche. Drückt man eine männliche Blüthe von Polytrichum etwas zwischen den Fingern zusammen, so tritt der Inhalt der Antheridien als milchiger auf dem rothbraunen Grunde deutlich sichtbarer Schleim hervor.

Die weiblichen Blüthen von Mnium hornum sind durchaus nicht so sichtbar wie die männlichen und gilt es oft länger nach denselben zu suchen. Die betreffenden Pflänzchen haben weit geringere Höhe als die männlichen und etwas dunkleres Laub. Die oberen Blätter schliessen knospenförmig zusammen, um die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien zu schützen. Wie der mediane Längsschnitt zeigt, ist der Scheitel der Blüthenaxe zwar nicht wesentlich erweitert, doch stark abgestumpft und hieraus können wir bereits entnehmen, dass wir es mit einer weiblichen Blüthe zu thun haben, auch wenn es uns nicht sogleich gelingt die Archegonien ausfindig zu machen. Das centrale Leitbündel des Stämmchens ist unter dem Blüthenboden etwas angeschwollen und schliesst wie unter der männlichen Blüthe in chlorophyllhaltigem Gewebe ab. Die Hüllblätter, welche das weibliche Perigon (man hat es auch Perigynium, dasjenige hermaphroditer Blüthen Perigamium genannt) bilden, nehmen, laubblattartig bleibend, nach der Mitte der Blüthe zu an Grösse ab; der Scheitel der Blüthe wird von nur wenigen Archegonien eingenommen, so dass es gilt einen streng medianen Schnitt zu führen, um die Archegonien zu treffen. Die Archegonien sind in der Hauptsache ebenso wie diejenigen der Lebermoose gebaut, doch ist ihr Fusstheil viel stärker entwickelt, nur wenig nach unten verschmälert und bildet die

Hauptmasse an der untern Hälfte des Archegoniums. Das Ei erscheint aus diesem Grunde relativ klein. Man muss es dicht unter dem Beginn des Halses suchen, der hier nur wenig schmäler als der Bauchtheil sich zeigt. Der Chlorophyllgehalt der Zellen macht das Archegonium wenig durchscheinend, daher werden meist das Ei und die Kanalzellen des Halses erst nach Kalizusatz sichtbar. In den Achseln der Hüllblätter stehen zahlreiche kurze Paraphysen. Sie bestehen aus einer Reihe kurzer, nach oben zu etwas anschwellender Zellen. Die untersten Zellen dieser Paraphysen sind öfters braun geworden.

Wir knüpfen hier das Studium des Sporogoniums bei demselben Mnium hornum an. Das Sporogonium, die sogenannte Moosfrucht, besteht aus dem Stiel (Seta) und der Kapsel. Mit dem Grunde des Stiels ist es in das Gewebe der Mutterpflanze eingesenkt. Die aus dem vergrösserten Archegonium hervorgegangene „Haube" (Calyptra), welche die jugendliche Kapsel deckt, wird hier frühzeitig abgeworfen, so dass es meist schwer fällt sie zu finden. Sie ist einseitig bis auf ihren verschmälerten Scheitel hin aufgeschlitzt, von einer zum Theil auch zwei Schichten gestreckter Zellen gebildet. Der verschmälerte Scheitel endet in einer gebräunten Spitze, die dem Archegoniumhalse entspricht. An der Basis, da wo sie von dem anwachsenden Sporogon abgesprengt wurde, erscheint sie wie abgeschnitten. Den Scheitel der von der Calyptra entblössten Kapsel nimmt der mit kurzem Schnabel versehene Deckel ein. Mit einer Nadel lässt er sich leicht ablösen, worauf der mit Zähnen besetzte Rand der Kapselurne zum Vorschein kommt. Diese Zähne bilden das Peristom oder den Mundbesatz. Der obere, in die Kapsel übergehende Theil des Stieles heisst die Apophyse. Im vorliegenden Falle ist sie durch eine ganz schwache Einschnürung von der Kapsel abgesetzt und zeichnet sich von derselben durch ihre braune Färbung aus. Bei einigen Laubmoosen, so den Splachnaceen, wird die Apophyse weit stärker als die Kapsel. Wir führen, um uns über den Bau des Peristoms zunächst zu orientiren, einen Schnitt quer durch die Kapsel, dicht unter dem Urnenrande, heben denselben ab und stellen ihn, mit den Zähnen nach oben, auf den Objectträger. Wir blenden den Mikroskopspiegel ab und betrachten das Object bei auffallendem Lichte. Hierbei können wir nur schwache Vergrösserungen anwenden. So stellen wir fest, dass die Zähne dem Innenrand der Urne inserirt, dass sie keilförmig zugespitzt und quer gestreift sind. Hauchen wir während der Beobachtung das Object leise an, so sehen wir die Zähne nach innen zusammenneigen. Sie sind hygroskopisch, krümmen sich bei feuchtem Wetter nach innen und verschliessen so die offene Kapsel, während sie bei trocknem Wetter sich nach aussen biegen und die Kapsel wieder öffnen. Wir zählen 16 Zähne an der Urne. Wir legen jetzt den eben betrachteten Schnitt in einen Wassertropfen, und reissen ihn mit den Nadeln einseitig auf, breiten ihn hierauf flach aus, bedecken mit einem Deckglas und

sehen ihn bei durchfallendem Lichte, zunächst von seiner Aussenseite an. Da fällt uns gleich am Urnenrande eine doppelte Lage geneigt gestellter, papillenartig verlängerter, ziemlich stark verdickter, reichliche Chlorophyllkörner führender Zellen auf. Diese Zellen haben farblose, nur an ihrer Basis gebräunte Wände und hier lösen sie sich leicht zusammenhängend von dem braunen Urnenrande ab. An diesen Zellen erfolgt die Trennung des Deckels, sie bilden den sogenannten Ring am Urnenrande. Mit der Innenseite jetzt nach oben umgelegt, zeigt uns das Präparat, dass die zuvor schon bemerkten Querstreifen an den Zähnen aus deren Innenfläche vorspringende Leisten sind. Ausser dem äusseren von den Zähnen gebildeten Mundbesatz ist aber noch ein innerer vorhanden; er besteht aus den sogenannten Wimpern. Mnium hornum besitzt somit einen doppelten Mundbesatz, während es auch Bryineen mit nur einem, auch solche ohne Peristom giebt. Die Wimpern sind hier wie die Zähne, flache Lamellen, die durch schwache Leisten, die aus ihrer Innenfläche vorspringen, in den unteren Theilen wie in Kammern getheilt, in den oberen quergestreift erscheinen. In ihren unteren Theilen sind sie mit einander zu einer continuirlichen Haut verschmolzen, die sich zwischen je zwei Zähne des äusseren Mundbesatzes ein wenig vorwölbt. Je zwei Wimpern stehen zwischen zwei Zähnen und präsentiren sich schräg von der Kante. Ihre Ränder, der äussere in ganzer Höhe, der innere nur im oberen Theile, sind mit kleinen sägezahnartigen Vorsprüngen besetzt. In diesen enden die queren Leisten der freien Wimpertheile. Durch diese Sägezähne sind die beiden Wimpern in ihren oberen Theilen mit den Aussenrändern verbunden und verschmelzen schliesslich beide zu einer einzigen schmalen langgestreckten Spitze. Mit diesen Wimperpaaren wechseln sehr schmale ab, die drei bis fünf an der Zahl, vor den Zähnen des äusseren Mundbesatzes stehen. — Ein etwas tiefer durch die Kapsel geführter zarter Querschnitt zeigt im Innern derselben das aus grosszelligem Gewebe gebildete Säulchen, oder die Columella. Um diese Columella herum liegt der mit Sporen erfüllte Hohlraum. Die innere Wandung desselben wird von der Columella selbst gebildet, die äussere von einer chlorophyllhaltigen, vorwiegend zweischichtigen Gewebslage, die durch ein sehr lockeres chlorophyllhaltiges Gewebe von der Kapselwand getrennt erscheint. Die Kapselwandung ist zwei bis dreischichtig, sie wird von einer scharf abgesetzten Epidermis überzogen. Die Zellen der letzteren sind nach aussen einseitig stärker verdickt. Die Sporen enthalten Chlorophyllkörner, ihre Wand ist bräunlich und mit feinen Wärzchen besetzt; in günstigsten Fällen ist eine dreiflächig pyramidale Zuschärfung der einen Sporenseite zu bemerken. Diese pyramidale Zuschärfung rührt von der tetraëdrischen Lage der Sporen innerhalb ihrer Mutterzelle her; sie entspricht den Contactflächen von drei Schwestersporen. — Ein genauer medianer Längsschnitt, den wir durch eine noch grüne, mit Deckel versehene, doch bereits fertig ausgebildete Kapsel führen, zeigt uns

zu oberst den Deckel, der aus einer Schicht brauner, stark verdickter Zellen nach aussen, aus mehreren Schichten dünnwandiger Zellen nach innen besteht. An der Grenze zwischen Deckel und Urne liegt die doppelte Lage der uns schon bekannten schräg gestellten chlorophyllhaltigen Zellen, an denen die Lostrennung des Deckels erfolgt. Die braunen, nach unten zu angrenzenden Zellen der Urne zeichnen sich durch sehr geringe Höhe aus. An diese kleinen Zellen schliessen nach innen ähnliche an und bilden so eine nach innen vordringende Leiste verdickter braungefärbter Zellen, an welche die Zähne des äusseren Mundbesatzes ansetzen. Um eine Zelldicke entfernt entspringen die Wimpern. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entstehen diese Zähne und Wimpern durch locale Verdickung entgegengesetzter Wände einer und derselben, an das Deckelinnere anschliessenden Zellschicht. Aus bestimmten mit einander in aufsteigender Richtung verbundenen Theilen der Aussenwände gehen die Zähne hervor, deren Querleisten inneren, anstossenden Querwänden entsprechen, auf welche sich die Verdickung eine Strecke weit fortgesetzt hat. Die Wimpern gehen aus den verdickten Partieen der inneren Wände dieser Zellschicht hervor und tragen schwache Leisten an den Ansatzstellen nächst innerer Scheidewände.

Ohne die Entwicklungsgeschichte dieser merkwürdigen Gebilde zurück zu verfolgen, können wir doch leicht ein Bild von ihrem Ursprung gewinnen, wenn wir den Längsschicht bei Seite legend es versuchen, entsprechende Querschnitte an der Insertionsstelle des Mundbesatzes zu gewinnen. Wir nehmen eine noch grüne, mit Deckel versehene, doch schon in allen Theilen differenzirte Kapsel und führen vom Deckel beginnend, aufeinanderfolgende, möglichst zarte Schnitte so lange aus, bis wir uns unter dem Urnenrande befinden. Durchmustern wir hierauf die Schnitte, so müssen wir unter denselben auch auf solche stossen, die den erwünschten Sachverhalt zeigen. Studiren wir zunächst den Schnitt, der durch die Zellen des Ringes gegangen ist (Fig. 144). Wir erkennen an demselben leicht die chlorophyllhaltigen, radial gestreckten Zellen des Ringes. Auf diese folgen meist drei Schichten sehr flacher, dünnwandiger Zellen (1—3), die sich, wo solches unterscheidbar, dadurch auszeichnen, dass jede nächst innere, in tangentialer Richtung, noch einmal so breit wie die vorhergehende ist. Die vierte Schicht ist auch wieder von doppelter Breite im Verhältniss zur dritten, ausserdem aber auch von bedeutendem radialem Durchmesser. Die den Zellen der vierten und der dritten Schicht gemeinsamen Wände sind sehr stark verdickt worden und zwar nicht in der ganzen tangentialen Breite ihrer Zellen, so dass zu beiden Seiten der Verdickung je ein Stück unverdickter Wand zurückblieb. Da je zwei Zellen der dritten Schicht je einer der vierten entsprechen, so läuft hier die Verdickung durch zwei Zellen. Ist der Querschnitt zart genug, so lässt sich an demselben unschwer erkennen, dass der Zahn aus zwei verschiedenen Verdickungsmassen besteht, die der Zelle der vierten Schicht angehörige (d'') ist homogen und gelb gefärbt, die in den zwei Zellen der

dritten Schicht entstandene (d') braungrün und von sehr zahlreichen Kanälchen durchzogen. In der Zelle der vierten Schicht springt wohl noch eine heller gelbe Verdickungsmasse (d''') vor, die einer queren Scheidewand zugehört. Die Innenwand (c) der vierten Zellschicht ist braun gefärbt und mit schwachen Vorsprüngen versehen. Sie repräsentirt den unteren Theil der seitlich verschmolzenen Wimpern. Alle die unverdickten Theile der angeführten Zellschichten werden später zerrissen und so die Zähne von einander und von den Wimpern getrennt. Von der Innenseite der Wimpern war das Gewebe auf dem vorliegenden Entwicklungszustande bereits getrennt. Der nächst folgende Querschnitt trifft die Leiste aus gebräunten Zellen, an welche die Zähne anstossen und an der sie am Grunde befestigt bleiben, wenn die dünnwandigen Gewebe reissen. Hier sehen wir zunächst die Aussenschicht der Kapsel von weit geringerer Tiefe als die zuvor betrachteten Zellen des Ringes und drei Zellschichten von weiterem Durchmesser wie zuvor und endlich die vierte wieder, die mit der dritten ins Gemein die Zähne und Wimpern bildet. Zusatz von concentrirter Schwefelsäure lehrt, dass die Wimpern, nicht aber die Zähne cutinisirt sind; letztere werden gelöst.

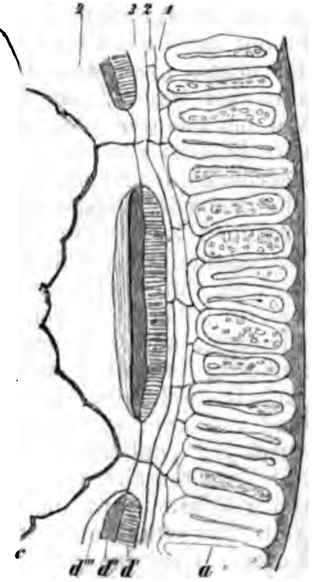


Fig. 144. Partie eines Querschnittes in der Höhe des Ringes am Urnenrande von Mnium hornum. a Zellen des Ringes, 1—4 aufeinanderfolgende Zellschichten; d' die in der dritten, d'' die in der vierten Zellschicht entstandene Verdickungsmasse der Zähne; d''' vorspringende Querleisten; c verschmolzene Wimpern. Vergr. 240.

An unserem medianen Längsschnitt ist der Deckel hohl; das innere Gewebe ist nämlich nach Anlage der Zähne und Wimpern zusammengeschrumpft, sich von der Innenfläche der Wimpern, die bis in die Spitze des Deckels reichen, trennend. Dieses Gewebe bildet an der Columella nur noch einen kegelförmig vorspringenden Höcker. Die Columella ist weiterhin ihrer ganzen Länge nach zu sehen, so auch überschauen wir den Sporensack, die äussere Wandung desselben, das lockere Gewebe, welches zwischen dieser und der Kapsel liegt, endlich auch die letztere. Der Sporensack ist, solange der Deckel nicht abgeworfen wurde, nach oben durch eine schmale Gewebeschicht abgeschlossen. Er öffnet sich später durch Aufreissen derselben. Am Grunde der Kapsel unter dem Sporensack, hat sich ein ringförmiger Hohlraum ausgebildet. Die Apophyse ist, wie es sich jetzt zeigt, mit Spaltöffnungen versehen, denn fast auf jedem medianen Längsschnitt sind solche getroffen. Sie liegen unter dem Niveau der Epidermis; ein Kanal führt auf dieselben hin; eine Athemhöhle schliesst nach innen an. Sie ist

von chlorophyllhaltigem Gewebe umgeben; dessen Intercellularräume mit dem ringförmigen Hohlraum unter dem Sporensack und mit den Intercellularräumen des ganzen chlorophyllhaltigen, die Kapselwand von dem Sporensack trennenden Gewebes communiciren. Alle Spaltöffnungen sind der Länge nach getroffen und geben Bilder die, soweit sich hier schon constatiren lässt, mit denjenigen bei Gefässkryptogamen und Phanerogamen übereinstimmen. Letzteres ist um so auffallender, als die Apophysen (respective in anderen Fällen auch die Kapselwand) die einzigen Stellen bei Moosen sind, die echte, nach dem Typus der höheren Pflanzen gebaute Spaltöffnungen tragen; hier überhaupt treten uns diese Gebilde zum ersten Mal bei Pflanzen entgegen. — Um die gewonnenen Eindrücke zu vervollständigen, betrachten wir auch noch Schnitte von der Oberfläche der Kapsel und der Apophyse. Wir constatiren, dass der Oberfläche der Kapsel die Spaltöffnungen fehlen; zwischen den braunwandigen Zellen der Apophyse sehen wir aber Kanäle, die auf die Spaltöffnungen führen. Kehren wir den Schnitt um und betrachten ihn von innen, so können wir, in günstigen Fällen, die, wie bei höhern Pflanzen gebildeten, beiden Schliesszellen der Spaltöffnungen unterscheiden. Auf solchen Schnitten constatiren wir zugleich, dass die grünen Zellen zwischen Kapselwand und Sporensack, in der Längsrichtung mit einander verbunden, dass sie verzweigt sind und ganz wie Algenfäden aussehen. — Auch auf Querschnitten durch die Apophyse hat man Spaltöffnungen meist getroffen, deren beide Schliesszellen sich unschwer zeigen. An der Seta hört die Abgrenzung der Epidermis auf, die Oberfläche wird von zwei bis drei Schichten gelb- bis rothbrauner stark verdickter Zellen eingenommen, deren Lumina nach innen zu allmählich grösser werden. Im Innern der Seta ist ein centrales Leibbündel differenzirt. Mediane Längsschnitte aus der Gegend der Apophyse zeigen, dass diese Verhältnisse in der Seta alsbald beginnend, sich ganz allmählich ausprägen.

Anmerkungen zum XXVII. Pensum.

[1]) Goebel, die Muscineen aus Schenk's Handbuch der Botanik, Bd. II, pag. 335.

[2]) Vergl. A. Zimmermann, über die Einwirkung des Lichtes auf den Marchantienthallus. Arb. aus d. bot. Inst. in Würzburg. Bd. II, pag. 665.

[3]) Leitgeb, Untersuchungen über die Lebermoose. VI. Heft 1881, pag. 20, 117; Goebel, l. c.; Strasburger, Jahrb. f. wiss. Bot. VII., pag. 409 und Befruchtung und Zelltheilung. 1877, pag. 12.

XXVIII. Pensum.

Die Sporangien der Farne stehen, von seltenen Ausnahmen abgesehen, auf der Unterseite der Blätter. Sie bilden meist Gruppen, die als Sori bezeichnet werden. Häufig wird der ganze Sorus von einer Wucherung des Blattes, dem Indusium bedeckt. Das Indusium kann sehr verschieden entwickelt sein. Schlägt sich der Blattrand über den Sorus, so sprechen wir von falschen Indusien. — Als Beispiel für die Untersuchung wählen wir Scolopendrium vulgare. Das Blatt wird von einem starken Mittelnerv durchzogen, von diesem entspringen nur wenig nach vorn geneigte, schwache Seitennerven. In der oberen Hälfte des fertilen Blattes werden die Sori gebildet. Sie halten gleiche Richtung mit den Seitennerven ein. Nach aussen erscheinen sie, mehr oder weniger vollständig, von zwei übereinander greifenden, später klaffenden, lippenförmig entwickelten Indusien bedeckt. — Es kommt nun darauf an, einen zarten Querschnitt durch einen fertilen Blattabschnitt darzustellen. Wir wählen zu diesem Zwecke ein Blatt aus, an dem die Sori sich bereits bräunen, aber die Indusienränder noch nicht klaffen. Wir schneiden mit der Scheere einen schmalen, dem Sorus parallelen Streifen aus dem Blattgewebe heraus, klemmen diesen Streifen zwischen Holundermark ein und führen zarte Querschnitte durch denselben. Der Querschnitt (Fig. 145 *A*) durch das Blattgewebe zeigt uns eine Epidermis an der Ober- und Unterseite und Schwammparenchym, das unter der Epidermis der Oberseite dichter zusammenschliesst. Der scheinbar einfache Sorusstreifen erscheint uns jetzt in zwei zerlegt. Sie stehen rechts und links, einander zugeneigt, dicht über je einem Gefässbündel. Die Blattfläche ist an den betreffenden Stellen rinnenförmig vertieft und springt zwischen den beiden Sori in eine Kante vor. Die mit Sporangien besetzte Epidermis im Grunde der Rinnen stösst unmittelbar an die Gefässbündelscheide. Diese Epidermis der Blattunterseite und der Rinne vereinigen sich, um in das Indusium (*i*) überzugehen. Dieses beginnt daher mit einer doppelten Zellschicht, die alsbald in eine einfache übergeht. Diese Zellschicht hat den Bau der benachbarten Epidermis, nur dass ihr die Spaltöffnungen und Chlorophyllkörner fehlen. Doch sie führt entsprechend kleinere, farblose

Chromatophoren. Dem Grunde der Rinne entspringen die Sporangien (*ig*); man sieht sie in verschiedenen Entwicklungszuständen; sie nehmen aus je einer Epidermiszelle ihren Ursprung. Schon bei schwacher Vergrösserung (Fig. 145 *A*) unterscheiden wir an jedem Sporangium einen Stiel und eine Kapsel und an älteren Sporangien ist an der Kapsel ein gelbbrauner Ring zu bemerken. Für das weitere Studium wenden wir etwas stärkere Vergrösserungen an

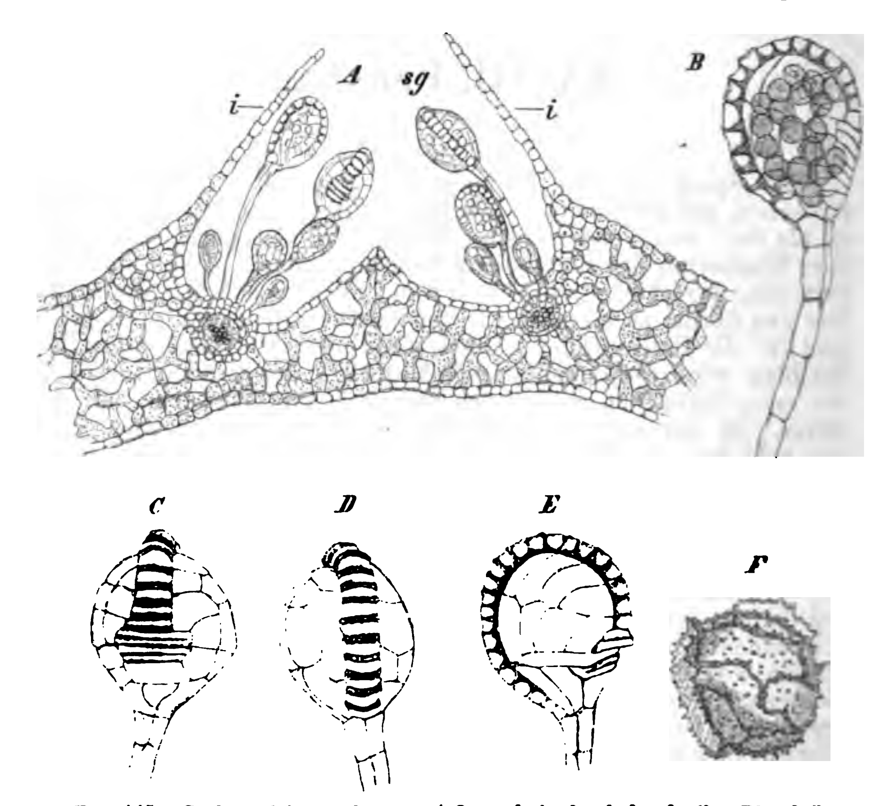


Fig. 145. Scolopendrium vulgare. *A* Querschnitt durch den fertilen Blatttheil; *i* Indusium; *sg* Sporangien. *B*—*E* Sporangien, *B* und *E* von den Flanken, *D* von der Rücken-, *C* von der Bauchseite gesehen; *F* eine Spore. *A* 50, *B* bis *E* 145, *F* 540 Mal vergrössert.

(Fig. 145 *B*). Der Stiel geht aus einer einfachen in eine doppelte Zellreihe über. Die Kapsel hat eine einschichtige Zellwand aufzuweisen. Wie die verschiedenen Ansichten der Kapselwand zeigen (*B*—*E*), wird der Ring von einer nach aussen vorspringenden Zellreihe dieser Kapselwand gebildet. Diese Zellen bilden eine Reihe, die am Stiele beginnend über den Scheitel läuft und auf der entgegengesetzten Seite sich abflachend und breiter werdend erlischt,

ohne den Stiel wieder zu erreichen. Die Innen- und die Transversalwände des Zellringes sind stark verdickt und gebräunt, die Verdickung nimmt an den Transversalwänden in Richtung der Oberfläche ab. Das Sporangium öffnet sich innerhalb der breiten Zellen, mit denen der Ring endet (Fig. *C*, *E*); die eine Hälfte dieser breiten Zellen kommt auf die eine, die andere auf die entgegengesetzte Seite der Querspalte zu liegen. Die Ursache des Aufspringens liegt in dem Ringe, der beim Austrocknen seine Krümmung zu verringern sucht. — Die braune Wandung der reifen Spore zeigt einen schönen Bau (Fig. *F*). Dieselbe ist auf ihrer Aussenfläche besetzt von netzförmig verbundenen, hahnenkammartig vorspringenden Leisten. — Bei Aspidium Filix mas finden wir herz-nierenförmige Indusien, die mit dem Alter bleifarbig, zuletzt bräunlich werden, etwas schrumpfen und die dunkelbraunen Sori nicht mehr vollständig decken. Die Sporangien haben fast denselben Bau wie bei Scolopendrium. Bei einzelnen derselben sieht man aus dem Stiele ein kurzes, mit einem einzelligen Köpfchen endendes Drüsenhaar entspringen. Die Sporangien entspringen einer polsterartigen Erhebung, einer Placenta, die über einem Gefässbündel liegt, an welches netzförmig verdickte Tracheïden ansetzen, die sich in der Placenta verbreiten. An ihrem Scheitel trägt die Placenta das mit einer stielförmigen Erweiterung inserirte Indusium. — Von Interesse dürfte es für uns sein, auch die nackten Sori von Polypodium vulgare in's Auge zu fassen. Die Sori sind ganz ohne Indusium, liegen über einem Gefässbündelende. Die Placenta tritt kaum über die Fläche des Blattes hervor. Die Sporangien sind nach demselben Typus wie bei den vorhergehenden Arten gebaut.

Anders gebaut sind hingegen die Sporangien von Osmunda regalis aus der Familie der Osmundaceen, die wir schliesslich noch betrachten wollen. Die fertilen Blätter von Osmunda sind ohne Mesophyll auf die Nerven reducirt, deren Enden die in grosser Zahl aneinander gedrängten Sporangien einnehmen. Wir begnügen uns damit, eine Anzahl von Sporangien von ihren Einfügungsstellen abzulösen und zu betrachten. Dieselben haben einen kurzen, vielzelligen Stiel und eine birnförmige, mit einseitigem Buckel versehene Kapsel. Der Buckel wird von einer Kappe aus besonders geformten, höheren und stärker verdickten, hellwandigeren Zellen eingenommen, die den Ring vertreten. Bis zu dieser Zellgruppe hin springt die Kapsel an ihrer weniger convexen Bauchseite auf. Die reife Kapselwand ist auch hier einschichtig. Die Sporen sind rund, mit netzförmiger Zeichnung und drei sehr deutlichen Leisten versehen, innerhalb welcher die Sporenhaut bei der Krümmung aufklappt.

Aus der Gruppe der Gefässkryptogamen wählen wir die Farnkräuter aus, um den Bau der Geschlechtsorgane kennen zu lernen, eventuell auch den Vorgang der Befruchtung zu verfolgen. Das Prothallium, die erste geschlechtlich differenzirte Generation der

Farne ist stets leicht zu beschaffen. Wir erlangen dieselbe durch Aussaat von Sporen, oder indem wir fertige Prothallien sammeln. Dabei wollen wir uns ausschliesslich an die bei uns fast ausschliesslich vorkommende und überhaupt artenreichste Familie der Polypodiaceen halten. Zur Aussaat nehmen wir die Sporen der in allen botanischen Gärten cultivirten und somit leicht zu beschaffenden Ceratopteris thalictroides. Sammeln wir hingegen fertige Prothallien, so kann jede beliebige Polypodiacee zur Untersuchung dienen. Im Freien ist das Auffinden von Prothallien übrigens mit Schwierigkeiten verbunden und wir thun daher gut, dieselben in Gewächshäusern zu suchen. An feuchten, schattigen Wänden, an den Stämmen von Baumfarnen, auf Blumentöpfen sind fast immer Prothallien zu entdecken. Auf der, zur Cultur von Orchideen, Sarracenien etc. jetzt vielfach angewandten, von Polypodium vulgare durchsetzten Haideerde[1]) finden sich meist zahlreiche Prothallien von Polypodium vulgare ein, die wir hier zur näheren Betrachtung auswählen. Wie bei den meisten andern Polypodiaceen haben auch bei Polypodium vulgare die Prothallien die Gestalt kleiner, dem Substrat anliegender herzförmiger, lebhaft grüner Blättchen. Wir fassen ein Prothallium mittlerer Grösse mit der Pincette und zwar an der Stelle, wo es dem Substrat angewachsen ist, und heben es vom letzteren ab. Wir tauchen es unter Wasser, bewegen es in demselben einige Mal hin und her, um die adhärirenden Bodentheilchen abzuspülen, legen es nun, mit der Bauchseite nach oben, in einen Wassertropfen auf den Objectträger und beobachten es unter Deckglas. Das Prothallium ist, wie wir vorhin schon bemerkten, herzförmig. Es besteht aus polygonalen, zahlreiche Chlorophyllkörner führenden Zellen. In der vorderen Einbuchtung liegt das kleinzellige Meristem des Vegetationspunktes. Nur in seiner Mediane ist das Prothallium, wie leicht durch Veränderung der Einstellung sich constatiren lässt, mehrschichtig. Dieser mediane Theil ist das sogenannte Gewebepolster. Dasselbe geht an den Seiten in den einschichtigen Thallus über und flacht sich auch nach der Basis des Prothalliums zu allmählich ab. Aus den hinteren Theilen des Prothalliums entspringen die Wurzelhaare oder Rhizoiden; sie werden vornehmlich in der Mediane des Prothalliums erzeugt. Es sind das lange, einzellige, sich alsbald bräunende Schläuche. Sie stehen nur an der Bauchseite des Prothalliums; ihre Bildung schreitet acropetal fort. An den dem Vegetationspunkte näher gelegenen Stellen, findet man somit in der Entstehung begriffene Rhizoiden. Sie entspringen aus den etwas vorgewölbten Prothalliumzellen, nahe an deren hinterem Rande, und werden durch eine Scheidewand von ihrer Mutterzelle abgegrenzt. Am Rande und der Unterseite des Prothalliums wachsen einzelne Zellen ausserdem zu kurzen, fast ausnahmslos einzelligen Papillen aus, die ebenfalls durch eine Scheidewand an ihrem Grunde abgetrennt werden. Haben wir relativ junge Prothallien zur Untersuchung gewählt, so sind diese männlich, haben wir zu alte genommen, so tragen diese

ausschliesslich weibliche Geschlechtsorgane. Zwischen beiden stehen solche, welche beide Geschlechter vereinigen. Die Geschlechtsorgane stehen wie die Wurzelhaare nur an der Bauchseite des Prothalliums. Die männlichen Geschlechtsorgane (Antheridien) halten sich an die hinteren Theile des Prothalliums. Sie entspringen zwischen den Wurzelhaaren, aber auch weiter seitlich ausserhalb derselben. Ihre Bildung schreitet scheitelwärts fort. Sie erscheinen als kugelig vorgewölbte Gebilde (Fig. 146 *A*), die im reifen Zustande innerhalb einer einschichtigen Wandung kleinere kugelige Zellen in grösserer Anzahl führen. Nur die Wandung enthält kleine Chlorophyllkörner. Sie wird auf diesem Zustande von dem Inhalte stark comprimirt, so dass sie oft nur schwer zu unterscheiden ist. Bei Einstellung auf den Scheitel des Antheridiums erkennen wir den Contour des kreisförmig umschriebenen Deckels. Bei tiefer Einstellung constatiren wir, dass sich der Innenraum des Antheridiums trichterförmig nach unten verengt. Die Bildung der Antheridien schreitet acropetal fort. Die jüngsten Antheridien zeigen noch keine Sonderung des protoplasmareichen, chlorophyllführenden Inhalts. Später ist nur die Wandung chlorophyllhaltig, während das Innere von farblosem, feinkörnigem, durch zarte Scheidewände in polygonale Zellen zerlegtem Protoplasma erfüllt ist. Später zeigen sich die einzelnen Zellen abgerundet und gegen einander gesondert. Jenseits der reifen Antheridien stehen bereits entleerte, die an der Bräunung ihrer Innenwände kenntlich sind, und ein sternförmiges Loch in ihrem Deckel zeigen. — Doch vollen Einblick in den Bau der Antheridien erhalten wir nur, wenn wir dieselben im Profil betrachten. Solche Profilansichten sind an manchen zufällig umgebogenen Stellen des Prothalliums nicht selten zu gewinnen; wir erhalten sie auch leicht, indem wir antheridienreiche Prothallien mit Nadeln entsprechend umbiegen. Noch bequemer ist die Beobachtung an Querschnitten, deren Herstellung zwischen Holundermark nicht allzu grosse Schwierigkeiten bietet. Wir erleichtern uns die Sache, indem wir eine grosse Anzahl von Prothallien flach aufeinander legen und dann gleichzeitig schneiden. Doch sind zuvor alle Sandkörnchen von den Prothallien sorgfältig unter dem Simplex zu entfernen, da dieselben schon bei dem ersten Schnitt das Messer stumpf machen. An eutsprechenden Seitenansichten (Fig. 146 *A*) stellen wir nunmehr leicht fest, dass das Antheridium der Mitte einer schwach vorgewölbten Prothalliumzelle (*p*) aufsitzt und durch eine Scheidewand von derselben abgetrennt ist.

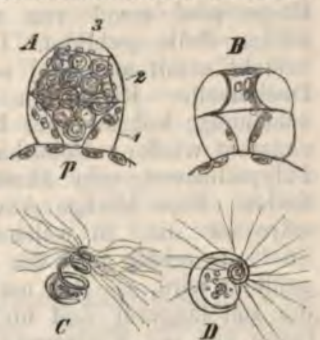


Fig. 146. Polypodium vulgare. *A* reifes, *B* entleertes Antheridium; *p* Prothalliumzelle, *1* u. *2* Ringzellen, *3* Deckelzelle. *A* u. *B* 240 Mal vergrössert. *C* ein Spermatozoid in Bewegung; *D* ein mit Jodlösung fixirtes. *C* u. *D* 540 Mal vergrössert.

Die Wand besteht fast ausnahmslos aus zwei Etagen von Seitenzellen (*1* u. *2*) und einer Deckelzelle (*3*). Die untere Etage besitzt ein weiteres Lumen als die obere und als der Deckel. Die Seitenansicht des entleerten Antheridiums (Fig. 146 *B*) zeigt die Seitenzellen sehr stark angeschwollen, es treten dieselben daher sehr deutlich hervor. Der Innenraum des Antheridiums ist dann entsprechend verengt, die Deckelzelle flachgedrückt und durchbrochen. — Kehren wir nunmehr zur Flächenansicht des Prothalliums zurück und betrachten ein entleertes Antheridium von oben, so können wir an demselben ausserdem feststellen, dass die Seitenzellen ohne innere Gliederung sind. Keinerlei neue Scheidewände sind sichtbar zu machen und so kommen wir zu der Ueberzeugung, dass die Wand des Antheridiums aus ringförmigen Zellen besteht. Jede Etage wird somit von nur einer ringförmig in sich zurücklaufenden Zelle gebildet. Die ganze Wandung des Antheridiums besteht somit aus zwei solchen superponirten Ringzellen und der Deckelzelle. Ringzellen dieser Art sind eine sonst seltene Erscheinung, kehren aber in dem Antheridium der Polypodiaceen constant wieder. Ueberhaupt würden wir an Prothallien anderer Polypodiaceen, sehr ähnlich wie hier gebaute Antheridien wiederfinden. Eine häufige Abweichung von der hier gebildeten Form wäre nur die, in welcher das Antheridium eine untere flache Stielzelle erhält und die Seitenwandung nur von einer Ringzelle gebildet wird. — Hat man Prothallien zur Untersuchung gewählt, die seit längerer Zeit nicht benetzt wurden, so dürfte man nicht lange auf die Entleerung einzelner reif gewordener Antheridien warten. Der Mechanismus der Entleerung beruht auf dem Druck, den die ringförmigen Seitenzellen auf den Inhalt ausüben, ausserdem ist auch eine quellbare Substanz zwischen den gesonderten Inhaltszellen des Antheridiums vertreten. Die Deckelzelle wird schliesslich durchbrochen und der Inhalt aus dem Antheridium herausgepresst, wobei die Ringzellen an Grösse zunehmen. Der Inhalt des Antheridiums tritt in Gestalt isolirter, kugeliger Zellen, der Spermatozoidenmutterzellen, hervor, die zunächst kurze Zeit ruhig in dem angrenzenden Wasser liegen bleiben. In jeder Zelle ist, selbst bei relativ schwacher Vergrösserung, ein zusammengerollter Faden, das Spermatozoid, und eine centrale Ansammlung kleiner Körnchen zu erkennen. Die Wandungen dieser Zellen lösen sich im umgebenden Wasser auf und schon nach wenigen Minuten beginnen sich einzelne Spermatozoiden zu befreien. Dies geschieht mit einem Ruck, wobei die Windungen des Spermatozoidkörpers auseinandertreten. Ein Spermatozoid entweicht so nach dem anderen. Wir verfolgen einzelne im umgebenden Wasser und constatiren, dass sie relativ rasch fortschreiten und sich gleichzeitig um ihre Axe drehen. Nach etwa zwanzig bis dreissig Minuten verlangsamt sich ihre Bewegung und hört schliesslich auf. Während dieser letzten Stadien der Bewegung ist die Gestalt des Spermatozoiden unschwer zu erkennen. Es wird (Fig.

146 *C*) von einem Bande gebildet, das pfropfenzieherförmig gerollt ist. Die Windungen sind am vorderen Ende enger, werden nach hinten weiter. Die vorderen, engen Windungen tragen lange, feine Cilien. Zwischen den hinteren Windungen liegen feine Körnchen und man erkennt manchmal ein dieselben einschliessendes Bläschen.

Um den Bau der Spermatozoiden noch näher kennen zu lernen, lassen wir eine Anzahl jüngerer Prothallien etwa zehn Minuten lang in einem Wassertropfen auf dem Objectträger liegen, entfernen hierauf dieselben und setzen ein wenig Jodjodkalium dem Tropfen hinzu. Die Spermatozoiden, sofern welche entleert worden waren, zeigen sich jetzt sehr schön fixirt, wenn auch die Windungen sich etwas gestreckt haben (Fig. 146 *D*). Bei starker Vergrösserung untersucht, erscheint ihr Körper als schmales, an der Aussenseite vorgewölbtes Band, das nach vorn zu allmählich noch schmäler wird, am hinteren Ende sich ziemlich rasch zuspitzt. Es beschreibt zwei bis drei volle Windungen. Die schmalen vorderen Windungen tragen lange, äusserst zarte Cilien. Von der letzten halben Windung wird die, eine Anzahl verschieden grosser Körner enthaltende, zarte Blase umfasst. Der Körper der Spermatozoiden hat sich gleichmässig goldgelb gefärbt, die Cilien sind völlig farblos geblieben. Man nimmt jetzt an, dass der Körper des Spermatozoiden aus Kernprotoplasma, die Cilien aus Zellprotoplasma bestehen. Thatsächlich zeigt die vorliegende Reaction deutlich, dass beider Substanzen verschieden sind. Die Körner in der hinteren Blase haben sich dunkelblau gefärbt, sind somit Stärke.

Am vorderen Einschnitt des Prothalliums sieht man die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien. Nächst dem Einschnitt sind sie noch unfertig, weiterhin reif, noch ungeöffnet, endlich abgestorben und geöffnet, im Innern gebräunt. Die weiblichen Geschlechtsorgane sind von den männlichen sehr leicht zu unterscheiden. Sie ragen aus der Prothalliumfläche in Gestalt kurzer cylindrischer, von dem vorderen Einschnitt hinweggekrümmter Gebilde vor. Dieser freie Theil des Archegoniums ist nur sein Halstheil, während der Bauchtheil im Prothalliumgewebe sich eingesenkt findet. Am Halstheil unterscheiden wir eine einschichtige, aus vier Zellreihen gebildete Wandung und einen centralen Kanal, dessen Inhalt an den reifen Archegonien in den centralen Theilen körnig, in den peripherischen stark lichtbrechend erscheint. Dieser innere Kanal, der Halskanal, erweitert sich keulenförmig nach oben. Nach unten geht er in die Centralzelle des Archegoniums über, in der das Ei sich befindet. Letzteres ist freilich kaum zu unterscheiden. Hat man die Prothallien mehrere Tage vor Beginn der Untersuchung unbenetzt gelassen, so gelingt es wohl auch, das Oeffnen eines Archegoniums zu sehen. Man wähle zur anhaltenden Beobachtung ein solches Archegonium, dessen Kanalinhalt besonders stark lichtbrechend erscheint. Oft erfolgt das Oeffnen fast momentan, oft gilt es auch lange zu warten. Das Oeffnen des Halses ist eine Folge des Druckes, welchen die stark lichtbrechende, quellbare Substanz des Halskanals auf die Wandung des Halses

ausübt. Die vier Zellen am Scheitel des Halses weichen plötzlich aus einander und der Inhalt des Halskanals tritt hervor. Die stark lichtbrechende Substanz desselben vertheilt sich als farbloser Schleim in dem umgebenden Wasser, während die körnigen Inhaltsmassen sich allmählich desorganisiren. Die Entleerung des Inhalts erfolgt mit Unterbrechung; zuerst tritt nämlich der Inhalt des Halskanals, dann derjenige der von dem Ei zuletzt abgegrenzten Bauchkanalzelle hervor. — Unter besonders günstigen Umständen kann man jetzt auch das Eindringen von Spermatozoiden in das Archegonium sehen. Man erhöht die Chancen für diese Beobachtung, wenn man dem älteren, auf die Archegonien zu untersuchenden Prothallium, einige recht junge, antheridienreiche zugesellt hat. Sind Spermatozoiden in dem Präparat verbreitet, so sieht man dieselben, so lange die Archegonien geschlossen sind, ruhig an denselben vorbeischwimmen. Hat sich ein Archegonium hingegen geöffnet, so schlagen die Spermatozoiden aus messbaren Entfernungen die Richtung nach der Halsmündung desselben ein und werden hier in dem entleerten Schleim aufgefangen. Innerhalb des Schleimes wird ihre Bewegung verlangsamt, doch halten sie die Richtung derselben ein, gelangen in den Halskanal und kommen bis zum Ei, in das sie aufgenommen werden. Wie neuerdings festgestellt wurde, findet auch hier durch den Archegoniumhals, vom Ei aus, die Ausscheidung einer Substanz statt, welche als chemischer Reiz auf die Spermatozoiden wirkt und die Richtung ihrer Bewegung bestimmt.[2]) Dieses specifische Reizmittel ist in diesem Falle die Aepfelsäure, die mit ungefähr 0,3 % in der aus dem Archegoniumhalse entleerten Masse vertreten ist. Es gelang die Spermatozoiden in Capillaren, deren Inhaltsflüssigkeit 0,01 bis 0,1 %, an irgend eine Base gebundene Aepfelsäure enthielt, ganz so wie in einen Archegonium-Hals zu locken. Für die Spermatozoiden der Laubmoose ist Rohrzucker das specifische Reizmittel, während bei Marchantia ein anderer, noch nicht ermittelter Körper aus den Archegonien tritt. — Es ist experimentell festgestellt worden,[3]) dass ein einziges Spermatozoid für die Befruchtung genügt, es dringen aber meist mehrere in das Archegonium ein, von denen aber nur eines Aufnahme findet. Doch diese Vorgänge sind hier im Einzelnen nicht zu verfolgen, da das Prothallium zu undurchsichtig ist; wir werden daher die Beobachtung an Ceratopteris wiederholen. Wohl aber können wir schon hier constatiren, dass die Spermatozoiden ihr hinteres Bläschen nicht mit in das Archegonium nehmen, vielmehr, soweit sie mit denselben noch behaftet ankamen, es in dem Schleim vor der Oeffnung liegen lassen. Hin und wieder ist die Zahl der anlangenden Spermatozoiden so gross, dass sie schliesslich sich zwischen einander bohrend und fadenförmig streckend, den ganzen Kanal des Archegoniums ausfüllen und noch einen Strauss vor der Oeffnung desselben bilden. — Doch es bleibt uns noch übrig, die Archegonien auf Schnitten zu sehen. Diese dürfen nur median geführt werden, da ja die Archegonien sich

an die Mediane des Prothalliums halten. Wir wenden dieselbe Methode, wie bei der Antheridien-Untersuchung an und legen mehrere Prothallien, sie sorgfältig orientirend, auf einander, entfernen zuvor auch alle Sandkörner von dem Prothallium. Wir finden nun sehr leicht auf den Schnitten die gewünschten Bilder. Das Archegonium ist, wie wir sehen (Fig. 147 *A* und *B*), mit seinem Bauchtheil in das Prothallium eingesenkt, der Halstheil gekrümmt. Halskanalzelle (*K'*) und Bauchkanalzelle (*K''*) sind nunmehr zu unterscheiden; so auch das Ei (*o*) sammt seinem Zellkern. Der Bauchtheil des Archegoniums ist von einer Schicht flacher Zellen umkleidet worden. In dem reifen, geöffneten Archegonium (*B*) ist an dem Scheitel des Eies öfters eine farblose Stelle, der Empfängnissfleck, zu bemerken, an dem die Aufnahme der Spermatozoiden erfolgt.

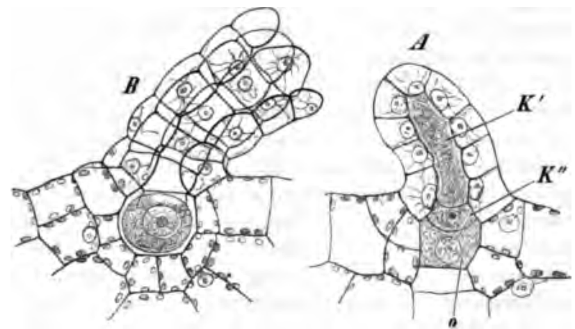


Fig. 147. Polypodium vulgare. *A* unreifes Archegonium, *K'* Halskanalzelle, *K''* Bauchkanalzelle, *o* Ei. *B* reifes geöffnetes Archegonium. Vergr. 240.

Für die Beobachtung des Befruchtungsvorganges sind die Prothallien von Ceratopteris thalictroides besonders geeignet. Wir erhalten dieselben durch Aussaat der Sporen. Diese Aussaat wollen wir auf einem Torfziegel machen. Ein Stück Torfziegel kochen wir in Wasser aus, um anhaftende Keime zu zerstören, und tränken ihn hierauf mit der schon früher (pag. 322) benutzten Nährstofflösung. Das Torfstück wird hierauf mit den Sporen bestreut und unter einer tabulirten Glasglocke in der Nähe eines Nordfensters aufgestellt. Die Keimung, günstige Temperaturverhältnisse vorausgesetzt, beginnt schon nach wenigen (3—5) Tagen.[4]) Die Sporen von Ceratopteris thalictroides sind relativ sehr gross. Betrachten wir eine solche Spore bei stärkerer Vergrösserung, so sehen wir, dass sie an einer Seite dreiflächig zugeschärft, sonst kugelig ist. Ihre Haut, das Exinium, ist braun und mit flachen Leisten regelmässig besetzt. Mehrere Tage nach der Aussaat untersuchte Sporen zeigen, dass das Exinium an der dreiflächig abgestumpften Seite mit drei Klappen sich geöffnet hat; eine innere farblose Haut der Spore, das Intinium wird hier sichtbar; hierauf treten ein bis zwei Wurzelhaare hervor, worauf sich ein conisches Wärzchen als Anfang des Prothalliums zeigt. Nach drei bis vier Wochen sind die Prothallien so weit entwickelt, dass sie Geschlechtsorgane tragen. Zuerst bilden sich nur Antheridien, dann folgen die

Archegonien. Im Gegensatz zu Polypodium vulgare erscheinen die Prothallien von Ceratopteris thalictroides bandartig gestreckt. Dieselben sind an dem Substrat mit Wurzelhaaren befestigt, die aus den Zellen des Randes und der dem Substrat zugekehrten Bauchseite entspringen. Sie nehmen stets, ähnlich wie wir dies bei Metzgeria und weniger ausgeprägt auch bei Polypodium gesehen, das hintere Ende der Prothalliumzelle ein. Die Antheridien gehen hier ganz vorwiegend aus Randzellen, wenige aus Flächenzellen hervor. Sie besitzen eine Stielzelle, eine Ringzelle und eine Deckelzelle. Die Archegonien stehen wie bei Polypodium hinter dem vordern Einschnitt, an der Bauchseite des Prothalliums. Sie zeigen auch ganz den nämlichen Bau wie bei Polypodium. Die Prothallien von Ceratopteris sind relativ durchscheinend, namentlich wenn sie eine Zeit lang in einem Lichte geringer Intensität gehalten worden sind. Bei entsprechender Einstellung können wir dann leicht das Ei im Bauchtheil des Archegoniums sehen.[5]) Oefters ist auch der Prothalliumrand vorn an der Einbuchtung etwas umgebogen, so dass sich das Archegonium im optischen Durchschnitt einstellen lässt. Wir lassen die Prothallien bei geringem Wasserzutritt reifen, damit die Antheridien und Archegonien ungeöffnet bleiben. So gezogene Prothallien lassen meist, ohne all zu viel vergebliche Versuche, den Vorgang der Befruchtung beobachten. Wir bringen ein jüngeres und ein älteres Prothallium in denselben Wassertropfen zusammen, um Spermatozoiden und reife Archegonien zu haben. Oeffnet sich ein Archegonium und sind Spermatozoiden in der Nähe, so treten sie in das Archegonium ein und lassen sich bis an das Ei verfolgen. Das zuerst ankommende Spermatozoid stösst alsbald mit seinem vordern Ende an den Empfängnissfleck des Eies und bohrt sich in das Ei, sich gleichzeitig um seine Axe drehend, ein. Die Bewegung wird allmählich langsamer, nach 3 bis 4 Minuten ist das Spermatozoid im Ei verschwunden. Es ist wahrscheinlich, dass es in den Kern des Eies aufgenommen wird, doch wäre dieser Nachweis mit Hülfe von Reagentien erst noch zu führen. Selten gelingt die Beobachtung so schön, wie in dem eben angenommenen Falle. Meist dringen nach dem ersten Spermatozoid noch andere in das Archegonium ein und stören die Beobachtung des Vorgangs. Oft dauert es jetzt lange, bis dass es einem Spermatozoiden gelingt, in die erwünschte Lage zu kommen, um sich in das Ei einbohren zu können. Mehr als ein Spermatozoid wird aber nicht aufgenommen; die andern bleiben nach längerem Schwärmen innerhalb der Centralzelle, auf dem Ei liegen und werden allmählich resorbirt. Sie dienen so zur Ernährung des Eies, dringen aber nicht als morphologische Elemente in dasselbe ein. — Da eine grössere Zahl eintretender Spermatozoiden die Betrachtung stört, so ist darauf zu achten, dass sich nicht zu viel Spermatozoiden in dem Beobachtungstropfen befinden. — Der Halstheil des befruchteten Archegoniums verengt sich rasch in seinen unteren Theilen und beginnt sich nach acht bis zehn Stunden zu bräunen. — Haben wir nach vollendeter Untersuchung unsere Torfculturen wiederholt begossen, so werden wir in acht bis zehn Tagen leicht die ersten Stadien der Keimentwicklung in den befruchteten Archegonien sehen können. Der Archegoniumbauch ist kugelig angeschwollen, seine sich nach aussen vorwölbende Wand ist mehrschichtig geworden,

oben sitzt ihr der gebräunte und geschrumpfte Hals auf. Die aus einer grösseren oder geringeren Anzahl von Zellen bestehende Anlage scheint im Innern durch. Auf späteren Zuständen wird der Archegoniumbauch gesprengt und die Anlage des ersten Wedels tritt aus demselben hervor.

Die Sporangienstände der Equiseten bilden Aehren, die den Gipfel gewöhnlicher oder besonderer Sprosse einnehmen. Die Sporangienträger sind metamorphosirte Blätter, die in Quirlen gestellt, durch gegenseitigen Druck polygonal, meist sechseckig geworden sind. Um die Gestalt der Sporangienträger genauer kennen zu lernen, heben wir zunächst eine Anzahl derselben mit dem Scalpell von der Axe eines reifen Sporangienstandes ab und betrachten sie trocken bei auffallendem Lichte, unter dem Simplex. Dabei ist die Wahl der Species ziemlich gleichgiltig; wir wollen annehmen, dass uns das im Mai und Juni fructificirende Equisetum limosum zur Untersuchung vorliegt. Wir unterscheiden jetzt leicht an jedem Sporangienträger den polygonalen Schild und den Stiel, der ihn trägt. Der Innenfläche des Schildes, im Umkreis des Stieles, entspringen etwa acht sackförmige Sporangien, die, um ihre Sporen zu entleeren, auf der dem Stiele zugekehrten Seite der ganzen Länge nach aufspringen. Den innern Bau der Sporangienträger und Sporangien sehen wir uns auf Querschnitten an, die wir durch eine nicht ganz reife Aehre zu führen haben. Entschieden günstigere Resultate werden wir hier bei Benutzung von Alcoholmaterial erlangen, das wir in Glycerin untersuchen. Der Stiel des Sporangienträgers ist in der Mitte von einem Gefässbündel durchzogen. An seinem Scheitel erweitert er sich zum Schilde und sein Gefässbündel theilt sich schirmförmig in so viel Strahlen als Sporangien vorhanden sind. Die Bündelzweige enden mit schraubenförmig verdickten Tracheïden unter der Insertion der Sporangien. Die Epidermis der Sporangien ist durch eine schöne schrauben-, zum Theil ringförmige Verdickung ihrer Zellen ausgezeichnet. Die Sporangienwand erscheint auf diese Epidermis und einige schliesslich collabirte Zellschichten reducirt. Bei ihrer Bildung liegen die Sporen in einem mit Alcohol fixirbaren, sehr stärkereichen Epiplasma eingebettet, das während der weiteren Ausbildung der Sporen verbraucht wird. — Die Sporen von Equisetum limosum untersuchen wir an frischem Material. Dieselben sind durch die, sofort in die Augen fallenden Elateren ausgezeichnet. Diese Elateren sind zwei aus der gespaltenen Aussenhaut der Spore hervorgegangene Bänder. Sie hängen nur an einer Stelle rechtwinklig zusammen und bilden somit ein vierarmiges Kreuz, dessen Arme um die Spore gewickelt sind. An ihren Enden sind die Bänder spatelförmig angeschwollen. Diese Bänder sind sehr hygroskopisch, beim Austrocknen rollen sie sich auf, in feuchter Luft wieder ein. Haucht man trockene auf dem Objectträger liegende Sporen während der Beobachtung an, so fangen daher die Bänder an, sich einzurollen, wodurch die ganze

Sporenmasse in Bewegung kommt. Der Nutzen dieser Einrichtung liegt in dem sich Ineinanderhaken der Sporen,[6]) das eine gesellige Bildung der getrenntgeschlechtlichen Prothallien veranlasst und somit die Chancen für die Befruchtung erhöht. Die von den Elateren umschlossene Spore besitzt noch zwei einander dicht anliegende glatte Häute, die zusammen scheinbar nur eine einfache Membran bilden. An Alcohol-Material stehen beide Häute von einander ab und sind leicht zu sehen. Bei richtiger Lage der Spore constatirt man, dass sie an einer Stelle verbunden sind. Zugleich ist jetzt der mediane Zellkern in der Spore deutlich unterscheidbar. Fügen wir Chlorzinkjodlösung zu einem solchen Präparat hinzu, so nehmen die Elateren eine schmutzig violette Färbung an, doch nur in ihren inneren Theilen, während die Peripherie bräunlich wird, die mittlere Haut färbt sich gelbbraun; dabei schlägt die mittlere Haut Falten. Der Inhalt der frischen Spore erscheint grün von zahlreichen kleinen Chlorophyllkörnern.

Die Gattung Lycopodium ist ein Repräsentant der homosporen Lycopodiaceen, wie denn alle jetzt noch lebenden Lycopodiaceen im engeren Sinne nur eine Art von Sporen aufzuweisen haben. Die Sporangien stehen einzeln auf der Basis der Blätter. Die fertilen Blätter folgen entweder auf die sterilen an sonst unverändert gebliebenen Sprossen, die auch weiterhin wieder sterile Blätter erzeugen, oder die fertilen Blätter stehen an besonders ausgebildeten Sprossen zu ährenförmigen Sporangienständen vereinigt. Lycopodium Selago, das wir untersuchen wollen, bildet abwechselnd sterile und fertile Blätter an derselben Axe. Lösen wir ein fertiles Blatt sammt Sporangium von dem Stengel ab und betrachten es unter einem Simplex, so sehen wir, dass das Sporangium dicht an der Basis des linealisch lanzettlichen Blattes mit sehr kurzem Stiel inserirt ist und eine nierenförmige Gestalt besitzt. Wir constatiren auch, dass es am Scheitel mit einem zur Blattfläche parallelen Riss, in zwei am Grunde vereinigt bleibende Klappen aufspringt. — Wir führen nunmehr Längsschnitte in grösserer Anzahl durch einen fertilen Stengeltheil aus, und dürfte es uns gelungen sein auf dem einen oder dem andern derselben die Insertion eines Sporangiums genau median getroffen zu haben. Wir stellen auf diese Weise fest, dass der Stiel des Sporangiums genau in der Achsel der Blätter entspringt, ein Gefässbündel tritt in denselben nicht ein, der Verlauf der darunter befindlichen Blattspuren wird von dem Sporangium nicht beeinflusst. Die Wandung des völlig reifen Sporangium besteht aus einer hellgelben Epidermis und einigen auf dieselbe folgenden, mehr oder weniger collabirten Zellschichten. Die Epidermiszellen sind nur an der Innenfläche stark verdickt, an den Seitenwänden keilt sich die Verdickung aus. Von der Fläche betrachtet zeigt diese Epidermis schön welligen Contour. Der Stiel des Sporangiums wird von zahlreich langgestreckten Zellen durchzogen, der Grund des Sporangiums ist auch im fertigen Zustande von einem mehrschichtigen Gewebe

eingenommen. Die Sporen bleiben relativ lange, ihrem Ursprunge aus je einer Mutterzelle gemäss, in Tetraden vereinigt. Jede einzelne Spore zeigt sich an der einen Seite abgerundet, an der anderen dreiflächig zugespitzt, entsprechend den Berührungsflächen der drei Schwesterzellen. Die Kanten sind hier leistenförmig verdickt und innerhalb der Leisten öffnet sich bei der Keimung die Spore. Die Sporenhaut ist netzförmig gezeichnet und zwar an der abgerundeten Fläche deutlicher als an der dreiflächig zugespitzten. — Ebenso wie Lycopodium Selago können auch die ährenbildenden Arten zur Untersuchung dienen. Die wesentlichen Verhältnisse bleiben sich hier und dort gleich. In mancher Beziehung ist Lycopodium clavatum für die Untersuchung noch günstiger. Die Sporangien sind hier etwas höher auf die Blattbasis heraufgerückt und sitzen ihr mit breiterem Stiele auf. Dieser Stiel ragt höckerartig in die Kapsel hinein. Die Sporen bleiben lange zu Tetraden verbunden und zeigen viel deutlichere Zeichnung der Wand. Die Wand ist viel brauner als bei Lycopodium Selago.[7])

Die Selaginellen sind heterospore Lycopodineen, sie werden auch wohl als Ligulaten bezeichnet, weil ihre Blätter an der Basis mit einer kleinen Zunge versehen sind. Wir wollen die in den Gewächshäusern allgemein verbreitete Selaginella Martensii Sprg. in's Auge fassen. Die fertilen Exemplare sind leicht an den Aehren kenntlich, die sie an den letzten Auszweigungen meist zahlreicher Sprosse entwickeln. Der vegetative Körper der Pflanze ist in einer Ebene ausgebreitet; er trägt vier Reihen von Blättern in Paaren, die sich schief kreuzen. In jedem Paar bleibt das obere Blatt klein, das untere wird bedeutend grösser. Die zwei Reihen oberer Blätter an der Rückenfläche drücken sich dem Stengel mit ihrer Oberseite an. Die zwei Reihen unterer Blätter an der Bauchfläche sind nach den Seiten, mit der Oberseite nach oben, flach ausgebreitet. Der vegetative Körper der Pflanze ist somit bilateral und dorsiventral, das heisst er lässt nur eine Symmetrieebene zu, die den Körper in eine rechte und linke Hälfte zerlegt und hat eine Bauch- und Rückenfläche aufzuweisen. Die fertilen, gipfelständigen Aehren sind hingegen vierkantig, mit vier Reihen gleich gestalteter, aufwärts gerichteter Blätter versehen. Wir orientiren uns nun über den Bau der Aehren zunächst in der Weise, dass wir von denselben mit der Basis beginnend ein Blatt nach dem andern mit den Nadeln unter dem Simplex ablösen. Wir sehen je ein eiförmiges, etwas abgeplattetes Sporangium in der Achsel jedes Blattes stehen. Schon bei dieser Operation fällt es uns auf, dass manche Sporangien grösser sind und vorspringende Buckel zeigen. Oeffnen wir die grossen buckeligen Sporangien mit den Nadeln, so kommen vier grosse Sporen, welche das Sporangium völlig erfüllten und dessen Wände stellenweise vorwölbten, zum Vorschein; öffnen wir ein kleines Sporangium, so zeigt sich dieses mit zahlreichen kleinen Sporen erfüllt. Die grossen Sporangien sind weibliche Sporangien,

Makrosporangien, die grossen Sporen weibliche Sporen, Makrosporen; die kleinen Sporangien und Sporen sind männlich und werden als Mikrosporangien und Mikrosporen bezeichnet. Bei hinreichend starker Vergrösserung zeigen uns die kleinen Sporen sehr ähnliche Gestalt und Wandstructur wie die Sporen von Lycopodium; sie hängen auch meist in Tetraden zusammen. Dieselben Verhältnisse, entsprechend zur Grösse gesteigert, treten uns an den vier Makrosporen entgegen. Wir sehen an denselben deutlich die dreiflächige Zuspitzung der einen Seite; um hingegen die vorspringenden, netzförmig verbundenen Leisten der Zellwand gut unterscheiden zu können, empfiehlt es sich, die Sporen zu zerquetschen. Die Wandung der Mikrosporen wird alsbald dunkelbraun, während die Makrosporen viel heller bleiben. Betrachten wir die Blätter, von denen wir die Sporangien entfernt haben, so sehen wir dicht über der Insertionsstelle des entfernten Sporangiums die Ligula als ein zungenförmiges Häutchen entspringen. Ein weiteres Ablösen der Blätter von der Aehre zeigt uns, dass die Makrosporangien an denselben spärlicher als die Mikrosporangien und zwar vorwiegend in den unteren Theilen der Aehre vertreten sind. — Die reifen Sporangien springen ganz entsprechend denjenigen von Lycopodium transversal mit zwei Klappen auf.

Wir führen jetzt zwischen Daumen und Zeigefinger mediane Längsschnitte sowohl durch den Gipfel als auch durch die unteren Theile der Aehre aus. Wir orientiren die Aehre hierbei so, dass die Schnitte durch die Mediane eines Blattpaares gehen. Bei günstigen Schnitten und noch im Wachsthum begriffenen Aehren haben wir jetzt die ganze Entwicklungsgeschichte der Sporangien von ihrer Anlage bis zum fertigen Zustand vor Augen. Den Gipfel der Aehre nimmt der Vegetationskegel mit den jüngsten Blatt- und Sporangienanlagen ein. Wir können am Vegetationspunkte eventuell die zwei- oder dreiflächig*) zugespitzte Scheitelzelle erkennen; wir sehen, dass sich die Sporangienhöcker gleich über den jüngsten Blattanlagen vorwölben. Wir bemerken auch die frühzeitige Anlage der Ligula, die dicht an der Sporangiumanlage sich aus dem Blattgrunde erhebt. Noch bevor der Stiel am Sporangium kenntlich wird, hat eine innere Zelle im Sporangium sich zu markiren begonnen und wenn wir weiter abwärts die Anlagen verfolgen, sehen wir, dass diese Zelle sich in einen kugeligen Complex von Zellen verwandelt, aus dem die Mutterzellen der Sporen und schliesslich die Sporen hervorgehen. Diese erste Zelle, auf welche die ganze Sporenbildung im Sporangium zurückzuführen ist, wird als Archespor bezeichnet. Ihrem Ursprung nach ist sie die vorletzte Zelle in der axilen Zellreihe des Sporangiums, die äussere Zellschicht theilt sich aber sehr bald und nun erscheint sie durch zwei Zellschichten von der Oberfläche getrennt. Von diesen beiden verdoppelt sich die äussere Zellschicht noch einmal, so dass drei Zellschichten den inneren sporogenen Zellcomplex umhüllen. Von diesen entwickelt sich die mittlere sehr schwach, die innere hingegen stark, ihre Zellen strecken sich radial, füllen sich mit Inhalt und bilden die sogenannten Tapetenzellen. Die äussere Schicht

bleibt zunächst hinter der inneren zurück, schliesslich wird sie aber, besonders an den Seiten des Sporangiums die stärkste. Der Stiel ist genau in der Blattachsel inserirt und erlangt ziemlich kräftige Entwicklung. Die Zellen der sporogenen Schicht sieht mau sich alsbald isoliren und abrunden. In den Mikrosporangien bleiben sie alle gleich gross und theilen sich in je vier noch lange zusammenhängende Sporen, in den Makrosporangien wächst eine stärker und theilt sich allein, während die anderen sich langsam desorganisiren und eine Zeit lang noch im Sporangium zu erkennen sind. Die Ligula taucht mit im Längsschnitt zweizelligem Grunde in das Blattgewebe ein. Ueber diesem Grunde wird sie, sich langsam verschmälernd, meist vier (entsprechend schmälere) Zellen dick, dann bis zum Gipfel zweischichtig.

Erwähnt sei im Anschluss, dass die Selaginellen beim Eintrocknen so vorzüglich sich erhalten, dass man aufgeweichte Herbar-Exemplare sogar benutzen kann, um die Vegetationskegel und die Sporangienanlagen zu studiren. Schnitte durch frisches, wie durch so aufgeweichtes Material lassen sich mit Kalilauge sehr schön durchsichtig machen.

An die homosporen Farne schliessen die heterosporen Salviniaceen und Marsiliaceen nahe an. In ihrer äusseren Gliederung nicht wenig verschieden, zeigen die Salviniaceen und Marsiliaceen doch so viel übereinstimmende Charaktere, dass sie als Hydropterideen (früher Rhizocarpeen) zusammengefasst werden. Die einheimische, wenn auch nicht sehr verbreitete Salvinia natans ist eine auf dem Wasser horizontal schwimmende, dorsiventrale Pflanze, welche ihre Blätter in dreigliedrigen Wirteln trägt. Die beiden rückenständigen Blätter sind annähernd oval, auf der Wasserfläche ausgebreitet und heissen Luftblätter. Das dritte, der Bauchfläche entsprechende Blatt, ist in zahlreiche mit Haaren besetzte Zipfel gespalten, hängt in das Wasser hinab und wird als Wasserblatt bezeichnet. Dem Wasserblatt fallen bei Salvinia die Functionen der fehlenden Wurzeln zu. Die basalen Zipfel der Wasserblätter tragen die annähernd kugeligen Früchte, deren jede einem Sorus der Farne entspricht. Diese Früchte, oder Sporocarpien, stehen zu mehreren beisammen. Sie sind an ihrer Aussenfläche mit meridianartig verlaufenden Rippen versehen und mit Haaren besetzt, welch letztere aus einer einfachen, kurzen oder längeren Zellreihe bestehen und mit einer kurzen, sehr scharf zugespitzten Zelle enden. Ein medianer Längsschnitt, den wir zwischen den Fingern durch ein oder einige zusammenhängende Sporocarpien führen (Fig. 148 *A*), zeigt uns, dass sich der Stiel jedes Sporocarpiums, als Säulchen (Columella), in das Innere desselben fortsetzt. Diesem Säulchen sitzen die zahlreichen Sporangien auf. Das Säulchen entspricht somit einer Farnplacenta. Die Fruchthülle, welche tiefer dem Stiele inserirt ist, müssen wir als Indusium auffassen. Zum Unterschied von den Farnen schliesst hier das Indusium zu einer vollständigen Hülle über dem Sorus zusammen. Um den Bau des Indusiums genauer kennen zu lernen, machen wir gleich auch noch einen Querschnitt in halber Höhe der Frucht. Derselbe zeigt uns, dass die Fruchtwandung aus einer inneren und einer äusseren Zellschicht besteht und dass beide

durch meridianartig gestellte, einschichtige Wände verbunden sind. Zwischen den Wänden befinden sich Luftkanäle und die äusseren Wände dieser Kanäle sind nach aussen etwas vorgewölbt und bilden die Rippen. Vergleichen wir jetzt wieder den Längsschnitt, so sehen wir, dass der Abstand der inneren und äusseren Wand von einander in halber Höhe der Frucht am grössten ist. Die Luftkanäle keilen sich schliesslich an beiden Enden aus (vergl. die Fig. *A*). Im Längsschnitt bekommen wir eine die

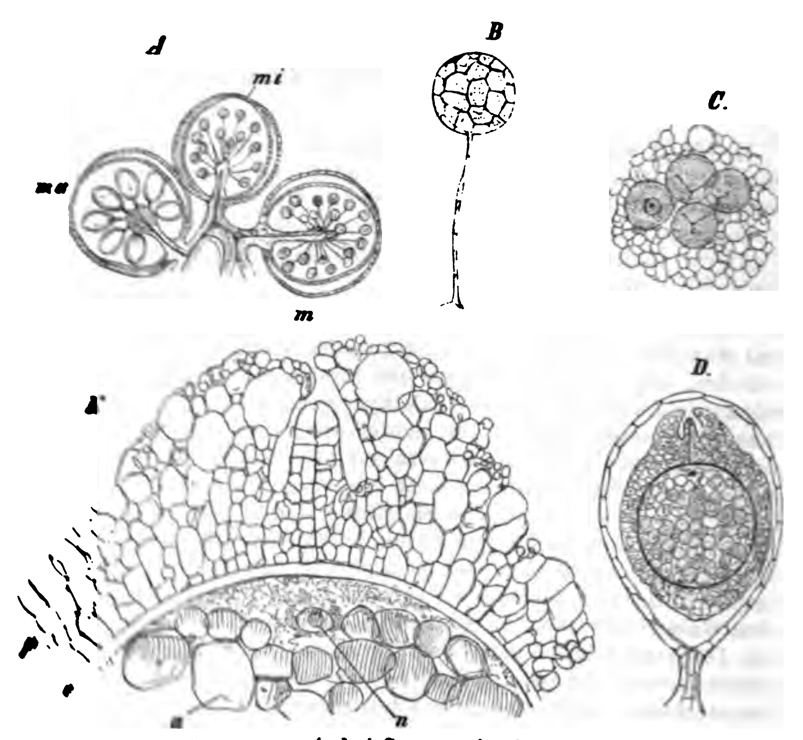


Fig. 148. Salvinia natans. *A* drei Sporocarpien in medianem Längsschnitt: *ma* Makrosporocarpium; *mi* Mikrosporocarpium. Vergr. 8. *B* ein Mikrosporangium von aussen gesehen. Vergr. 55. *C* Partie aus einem Mikrosporangium, die in die schaumige Zwischensubstanz eingebetteten Mikrosporen zeigend. Vergr. 250. *D* Makrosporangium und Makrospore, beide in medianem Längsschnitt. Vergr. 55. *E* Scheitel einer Makrospore; *p* Perinium; *e* Exinium; *a* Proteïnkörner; *n* Zellkern. Vergr. 240.

Luftkanäle trennende Wand öfters von der Fläche zu sehen. Breiten wir eine ganze Sporocarpiumwand aus und betrachten sie von innen, so sehen wir, zwischen den Zellen der Innenschicht, über den Luftkanälen hier und da eine kleine Spaltöffnung von sehr unregelmässigem Umriss liegen. Stellenweise entspringen dieser Innenwand auch kurze Haare. — Wir kehren wieder zu den Längsschnitten zurück und constatiren zunächst, dass je ein Gefässbündelzweig des Blattes in jedes Sporocarpiumsäulchen eintritt.

Das Säulchen trägt zahlreiche Sporangien und zwar, wie uns die Schnitte dies eventuell schon zeigten, entweder sehr zahlreiche kleine, oder weniger zahlreiche grosse. Da die Sporangien durch die Wandung der Frucht etwas durchschimmern, so sucht man die wesentlich selteneren Früchte, die grössere Sporangien führen, mit der Lupe aus. Die kleineren Sporangien (Mikrosporangien, *mi*), haben einen langen, von nur einer Zellreihe gebildeten Stiel (Fig. 148 *B*). Das reife Sporangium ist braun; machen wir es mit Kali durchsichtig, so können wir leicht sehen, dass es eine einschichtige Wand besitzt. Die Zellen dieser Wand sind polygonal und deren seitliche Contouren zeichnen sich als weitmaschiges braunes Netz bei Flächeneinstellung des Sporangiums (*B*). Im Innern des Sporangiums scheinen die Mikrosporen durch. Man sieht sie besser an Sporangien, die der Schnitt geöffnet hat. Man kann auch Sporangien mit den Nadeln öffnen, doch müssen diese Sporangien, falls die Operation gelingen soll, nur mit einer Spur Wasser oder Glycerin dem Objectträger adhäriren; sonst fliehen dieselben die Nadeln. Schnitte durch Alcohol-Material sind zu empfehlen. Am schönsten aber werden die Bilder, wenn man Schwefelsäure auf Alcohol-Material einwirken lässt. — Der in dieser oder jener Weise zur Beobachtung vorbereitete Inhalt des Mikrosporangiums zeigt die Mikrosporen zu je vier, oder in Multiplen von vier einander genähert, und in einer gemeinsamen, schaumigen Masse eingebettet (*C*). Bei Alcohol-Material, nach Schwefelsäure-Behandlung, sieht man besonders gut, dass die Sporen relativ dünne Wände haben, was ja zu dem Umstande passt, dass sie aus der sie umgebenden Masse nicht entlassen werden. An jeder Spore sind deutlich drei, unter einem Winkel von 120° zusammenstossende Leisten zu erkennen. Die Spore wird, diesen Leisten gemäss, mit drei Klappen bei der Keimung sich öffnen. Der Inhalt der Sporen ist feinkörnig, ausserdem führen dieselben einen centralen Zellkern. Die Sporen sowohl als auch die schaumige Zwischensubstanz widerstehen der Schwefelsäure; die Zellen der Sporangiumwand und des Stieles werden von einander getrennt, doch ebenfalls nicht gelöst. — Die Entwicklungsgeschichte hat gezeigt, dass die schaumige Substanz durch Metamorphose aus einer die Sporen umgebenden Protoplasmamasse hervorgeht.[10]) — Die Makrosporangien (Fig. *D*) sind viele Mal grösser als die Mikrosporangien und haben einen kürzeren vielzelligen Stiel. Ihre Wand ist wie am Mikrosporangium gebaut, braun, einschichtig, mit netzförmig sich markirenden Seitenwänden der Zellen. Eine einzige grosse Makrospore füllt das Sporangium. Die Entwicklungsgeschichte[11]) lehrt, dass im Mikro- wie Makrosporangium je 64 Sporen in 16 Sporenmutterzellen angelegt werden; während aber alle diese Zellen im Mikrosporangium zur Weiterentwicklung und Theilung gelangen, wächst im Makrosporangium eine Spore alsbald nach ihrer Anlage stärker und verdrängt alle anderen, so dass sie schliesslich allein das Sporangium erfüllt. Um Einblick in den Bau der Makrospore zu gewinnen, wenden wir uns an Alcohol-Material, das in Glycerin zu untersuchen ist. Längsschnitte durch das Sporangium geben hier leicht auch gute Längsschnitte durch Sporen, so dass unter einer hinreichenden Anzahl von Schnitten sicher das gewünschte Bild zu finden ist. Die Makrospore sieht mit ihrem Scheitel nach dem Scheitel des Sporangiums. Sie zeigt auf genauen medianen Längsschnitten einen grossen, annähernd

runden Innenraum, der mit grossen, stark lichtbrechenden, zum Theil eckigen Körnern erfüllt ist (Fig. *D u Ea*). Diese Körner färben sich in Jod gelbbraun; sie reagiren wie Proteïnkörner. Dazwischen sind in der Grundsubstanz noch fettes Oel und sehr kleine Stärkekörner vertreten. Scheitelwärts ist in der Spore Protoplasma angesammelt und nach Einwirkung von Hämatoxylin wird hier auch der mit einem grossen Kernkörperchen versehene Zellkern sichtbar (Fig. *En*). Die Spore ist umgeben von einer derben, braunen, homogenen Wand (*Ee*); dieser sitzt nach aussen eine dicke, schaumige Hülle auf (*p*), die am Scheitel der Spore eine vorspringende Warze bildet (vergl. die Fig. *D*). Ist diese Warze genau median getroffen, so zeigt sie eine sich nach innen trichterförmig erweiternde Vertiefung und in dieser einen centralen Vorsprung, der von einer medianen Trennungslinie durchsetzt wird (vergl. die Fig. *D*). Ein volles Verständniss dieses letzten Bildes gewinnen wir erst an Sporenschnitten, die wir zufällig in Scheitelansicht sehen, oder die wir mit den Nadeln künstlich in diese Lage bringen. Da treten uns am Scheitel der Spore, von der schaumigen Hülle gebildet, drei stark vorspringende Lappen und mit diesen alternirend drei schwach vorspringende Leisten entgegen. Letztere stossen in der Mitte unter Winkeln von 120° zusammen und zeigen sich von je einer Trennungslinie durchsetzt. Diese Leisten liegen über drei entsprechenden Leisten der braunen Sporenhaut und in den Trennungslinien dieser Leisten öffnet sich später die Spore. — Sehr merkwürdig ist der entwicklungsgeschichtliche Nachweis,[12]) dass die schaumige Hülle der Salvinia-Spore von aussen derselben aufgesetzt wird. Zu der Zeit nämlich, wo die Sporen angelegt werden, besitzt das Sporangium eine dreischichtige Wand. Nach Anlage der Sporen geben die zwei inneren, protoplasmareichen Zellschichten der Wand (die Tapetenzellen) ihre Selbständigkeit auf und ihr Protoplasma sammt Zellkernen lagert sich der jungen Makrospore auf. Von diesem Protoplasma aus wird nun die schaumige Hülle erzeugt; in dem Maasse als sie dicker wird, nimmt das Protoplasma ab und wird schliesslich in ihrer Bildung ganz verbraucht. Solche von aussen den Sporen aufgesetzte Häute bezeichnen wir als Epispor oder auch als Perinium. Die braune Haut der Spore würde das Exospor oder Exinium sein. Zur Zeit der Keimung wird noch eine dritte zarte Haut im Innern gebildet, die als Endospor oder Intinium zu unterscheien wäre.

Wir wollen das von den Mikro- und Makrosporen gewonnene Bild durch kurze Angabe des weiteren Schicksals derselben ergänzen.[13]) Die Sporen keimen, im Zimmer gehalten, meist schon gegen Ende Februar, bei hoher Temperatur auch früher; im Freien erst gegen Mitte Mai. Die Mikrosporen bleiben durch die schaumige Zwischensubstanz zusammengehalten in dem Mikrosporangium eingeschlossen. Jede Mikrospore treibt durch die Wand des Sporangiums einen kurzen Schlauch, der sein Ende als zweizelliges Antheridium abgrenzt und in diesem acht Spermatozoiden producirt. Im Scheitel der Makrospore entsteht ein kleines Prothallium, das die drei Klappen des Exiniums sprengt und sich über der Spore ausbreitet. Es ist etwa sattelförmig gestaltet, grün gefärbt und producirt auf seiner Rückenfläche mindestens drei in einer queren Reihe angeordnete Archegonien. Meist wird eines dieser befruchtet und dann unterbleibt

die Bildung weiterer Archegonien. Diese Archegonien sind sehr ähnlich denjenigen der Farne gebaut, doch ihr Halstheil so reducirt, dass er kaum über die Fläche des Prothalliums hervortritt.

Ein eingehendes Studium von Marsilia[11]) würde uns zu weit führen; wir begnügen uns mit einer allgemeinen Orientirung über die Frucht. Die Früchte sind bei den verschiedenen, in den botanischen Gärten vielfach cultivirten Arten bohnenförmig, länger oder kürzer gestielt, oft in grösserer Zahl an einem Stiel vereinigt. Der Fruchtstiel setzt schief an die Basis der Fruchtkapsel an und ist noch eine kurze Strecke weit als sogenannte Raphe an deren Rückenkante zu verfolgen. Andererseits entspringt der Stiel mehr oder weniger tief aus dem Grunde des Blattstiels und zwar der Innenfläche desselben. Ein medianer Längsschnitt, der die Fruchtkapsel halbirt, zeigt in jeder Hälfte derselben quer laufende, mit Sporangien erfüllte Fächer. In jedem Fach ist eine mittlere Reihe grösserer Makrosporangien und einige seitliche Reihen kleinerer Mikrosporangien zu sehen. Jedes solches Fach ist als ein Sorus, der beiderlei Sporangien in sich vereinigt, aufzufassen. Die Mikrosporangien enthalten zahlreiche freie Mikrosporen, das Makrosporangium nur eine Makrospore. Der Kante der Frucht folgt im ganzen Umfang ein im trockenen Zustande hornartiger Gewebering, der im Wasser sehr stark quillt. Dieser Ring ist an der Rückenkante der Frucht stärker als an der Bauchkante entwickelt. Ganze Früchte bleiben lange Zeit im Wasser unverändert liegen. Wird hingegen an der Bauchkante der Frucht ein kleiner Einschnitt gemacht und die Frucht nunmehr in Wasser gelegt, so hat letzteres Zutritt zu den inneren Geweben und wir sehen schon in einer Viertel- bis halben Stunde die Frucht zweiklappig sich öffnen. Der schwellende Gewebering wölbt sich alsbald aus der Frucht hervor. Die Sori sind mit ihren beiden Enden an dem Gallertringe befestigt. Sie reissen an der Bauchkante von demselben ab, bleiben an der Rückenkante befestigt und werden so durch den Gallertring aus der Frucht hervorgezogen. Der Ring bleibt, an Grösse zunehmend, geschlossen oder er reisst an der schwächeren Bauchkante auf und erhält dann Wurmgestalt. Der fertig gequollene Gallertring übersteigt um das Mehrhundertfache sein ursprüngliches Volumen. Paarweise sitzen ihm die weit auseinandergerückten sackförmigen Sori an. Jeder Sorus zeigt eine leistenförmige Placenta, der die Sporangien aufsitzen und eine diese deckende, zarte einschichtige Hülle, die als Indusium gedeutet worden ist. Die Mikro- wie Makrosporen besitzen Gallerthüllen, die zu quellen beginnen, die Sporangien sprengen und die Sporen selbst zu der vorderen, durch Abreissen am Bauchtheil des Ringes entstandenen Oeffnung der Sori hervorpressen. Diese Entleerung der Sori pflegt nach einem halben Tage etwa anzufangen. Inzwischen hat die Entwicklung im Innern der Sporen schon begonnen. Nach Ablauf eines Tages werden die Spermatozoiden schon zahlreich entleert und bald darauf sind auch die Archegonien bereit die Spermatozoiden aufzunehmen.

Anmerkungen zum XXVIII. Pensum.

[1]) Terre fibreuse der belgischen Handelsgärtner.

[2]) Nach Pfeffer, Ber. d. deut. bot. Gesell. Jahrg. I. pag. 524.

[3]) Strasburger, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VII, pag. 405.

[4]) Kny, die Entwicklung der Parkeriaceen, Nova Acta. Bd. XXXVII, Nr. 4.

[5]) Strasburger, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VII, pag. 390.

[6]) Vergl. de Bary, Bot. Ztg. 1881, Sp. 781 Anm.

[7]) Wegen Anlage des Sporangiums und Bildung der Sporen, vergl. Goebel. Bot. Ztg. 1880, Sp. 563 und Strasburger, Ueber den Bau und das Wachsthum der Zellhäute, pag. 116.

[8]) Vergl. Treub, Rech. sur les org. d. l. vég. du Selaginella Martensii 1877, pag. 1.

[9]) Vergl. Goebel, Bot. Ztg. 1881, Sp. 697 und Grundzüge pag. 325.

[10]) Strasburger, Bau und Wachsth. der Zellhäute, pag. 133.

[11]) Vergl. Juranyi, Ueber die Entwicklung der Sporangien und Sporen von Salvinia natans, pag. 11 u. ff.

[12]) Strasburger, Bau und Wachsth. d. Zellh., pag. 132.

[13]) Hierzu vergl. Pringsheim, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. III, pag. 510; Arcangeli Nuovo Giorn. Bot. ital. Vol. VIII, Nr. 3. — Prantl, Bot. Ztg. 1879, Sp. 425.— Bauke, Flora 1879, pag. 209.

[14]) Vergl. vornehmlich Hanstein, Monatsber. d. berl. Ak. d. Wiss. 1862, pag. 103 und Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IV, pag. 197. — Russow, Vergl. Unters. pag. 1. — Strasburger, Bau und Wachsthum der Zellh., pag. 123.

XXIX. Pensum.

Die phanerogamen Pflanzen zerfallen in die beiden grossen Abtheilungen der Nacktsamigen und Bedecktsamigen, oder der Gymnospermen und Angiospermen. Diese Abtheilungen unterscheiden sich vornehmlich im Bau der Blüthe, in den Vorgängen der Befruchtung und Keimbildung, die wir vorerst bei den Gymnospermen betrachten wollen. Wir machen uns zunächst mit dem Bau der männlichen Blüthen[1]) der Kiefer, Pinus silvestris, bekannt. Dieselbe stäubt etwa Ende Mai, doch lässt sich sehr gut auch Alcoholmaterial untersuchen, das, weil zu brüchig, mindestens einen Tag vor Beginn der Untersuchung in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin einzulegen ist. Ein so vorbereitetes Material lässt sich besser als frisches schneiden. — Zunächst stellen wir fest, dass die männlichen Blüthen hier in grösserer Zahl an den unteren Theilen eines gleichalterigen Sprosses stehen. Sie sind nach $^5/_{13}$ angeordnet und entsprechen ihrer Stellung nach durchaus den zweinadeligen Kurztrieben, die in unterbrochener Reihenfolge an die Blüthen anschliessen. Die Blüthen stehen auch wie die Kurztriebe in den Achseln von Niederblättern. Am Stiel der männlichen Blüthe finden wir zunächst drei decussirte Niederblattpaare. Das unterste Blattpaar ist lateral im Verhältniss zum Deckblatt und dem Muttersspross gestellt, eine Stellung, die sich aus den vorhandenen Raumverhältnissen von selbst ergiebt und die bei dem ersten Blattpaar der vegetativen Knospen der Gymnospermen fast ausnahmslos wiederkehrt. Auf die Niederblätter des kurzen Blüthenstiels folgen die Staubblätter, dicht gedrängt, meist in zehn geraden Reihen angeordnet. Die Blüthenaxe ist gestreckt spindelförmig. Ein einzelnes Staubblatt losgelöst und unter dem Simplex betrachtet, erscheint kreisförmig; an seiner Unterseite von zwei longitudinal inserirten, in der Mediane zusammenstossenden Pollensäcken eingenommen; an seinem Scheitel in einen kurzen aufwärts gerichteten Saum auslaufend. Der mediane Längsschnitt durch die Blüthe, kurz vor der Anthese (Fig. 149 *A*) zeigt, namentlich deutlich nach Kalibehandlung, den Gefässbündelverlauf in der Blüthenaxe, die Versorgung der Staubblätter mit einzelnen Gefässbündeln, die Insertion der Pollensäcke an den Staubblättern. An weniger voll-

ständigen Längsschnitten lassen sich wohl dünnere Stellen ausfindig machen, an welchen der Bau einzelner Staubblätter (*B*) noch besser zu verfolgen ist. Wir stellen jetzt auch tangentiale Längsschnitte durch die Blüthe her, um Querschnitte einzelner Staubblätter zu bekommen und suchen uns einen solchen zum näheren Studium aus (*C*). Wir sehen dass die beiden Pollensäcke in der Mediane zusammenstossen und im fertigen Zustande meist nur noch durch eine flache Wand aus collabirten Zellen, der eventuell ein oder einige Schichten flacher, stärkehaltiger Zellen median eingeschaltet sind, getrennt werden. An ihrer freien Aussenfläche werden die

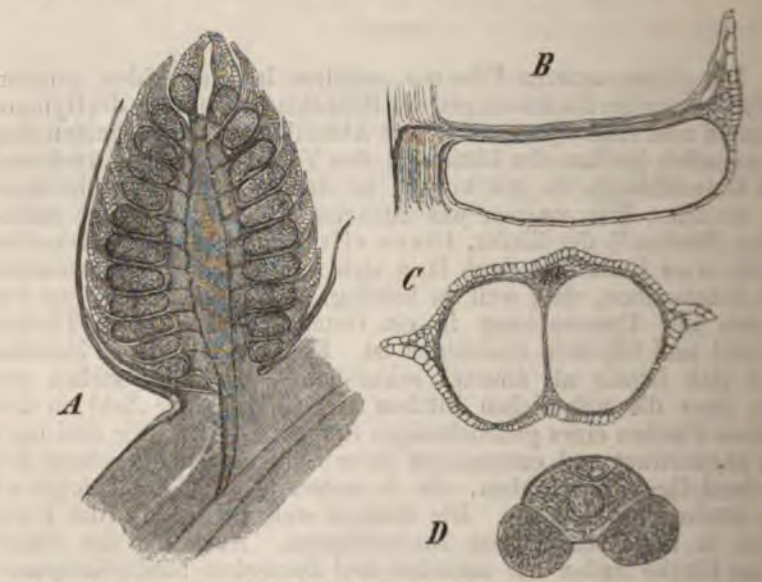


Fig. 149. Pinus Pumilio, mit Pinus silvestris übereinstimmend. *D* von Pinus silvestris. *A* Längsschnitt durch eine fast reife männliche Blüthe. Vergr. 10. *B* Längsschnitt durch ein einzelnes Staubblatt. Vergr. 20. *C* Querdurchschnitt durch ein Staubblatt. Vergr. 27. *D* Ein reifes Pollenkorn. Vergr. 400.

Pollensäcke von der Epidermis überzogen, an welche nach innen meist ebenfalls nur noch collabirte Zellen stossen; auch nach der Rückenfläche des Blattes hin ist der Abschluss der Staubfächer kein anderer. In der Mediane des Staubblattes, oberhalb und unterhalb der die beiden Pollensäcke trennenden Scheidewand, breitet sich ein Mesophyllstreifen aus. Derselbe ist an der Oberseite stärker und wird dort von dem sehr zarten Gefässbündel durchzogen. An den beiden Seitenkanten des Staubblattes springt die Epidermis zu einem nur schwach oder etwas stärker entwickelten Flügel vor, im letzteren Fall ist ein wenig Mesophyll zwischen den beiden Epidermen nachzuweisen. An der Unterseite der Pollensäcke nehmen die Epidermiszellen, von beiden Seiten her, an Grösse

ab; an der Stelle deren schwächster Entwicklung öffnen sich die Pollensäcke. Die Untersuchung von Längs- und Querschnitten und schliesslich auch von Flächenansichten der Rücken- und der Bauchfläche des Staubblattes lehrt uns, dass die Epidermiszellen nur an dem vorderen Blattzipfel stärker verdickt und mit Leisten an den Seitenwänden versehen sind; die übrige Epidermis des Blattes ist dünnwandig; in der Mediane über dem Gefässbündel, auch wohl auf dem vorderen Blattzipfel, sind einzelne Spaltöffnungen zu sehen. — Falls uns Alcohol-Material von jüngeren Entwicklungszuständen zur Verfügung steht, stellen wir auch tangentiale Längsschnitte durch männliche Blüthen von etwa halber Grösse her, um uns den Bau der Pollensackwandung vor der theilweisen Auflösung und Verdrängung derselben anzusehen. Wir finden jetzt ausser der Epidermis zwei bis drei Schichten flacher Zellen und eine innerste, das Fach umkleidende und die Pollenmutterzellen umgebende Schicht sehr inhaltreicher, grosser Zellen. Diese innere Schicht erinnert uns an die Tapetenzellen, die wir bei Selaginella gesehen und können wir uns überhaupt des Eindrucks nicht erwehren, dass der ganze Pollensack sehr einem Sporangium der Lycopodiaceen ähnelt. In der That haben auch die vergleichenden entwicklungsgeschichtlichen Untersuchungen zu der Auffassung geführt, dass die Pollensäcke der Phanerogamen den Mikrosporangien der Kryptogamen homologe Gebilde seien. Die Schnitte durch die halb entwickelte männliche Blüthe hätten uns eventuell auch die Pollenmutterzellen in Viertheilung begriffen vorführen können, denn auch in dem Punkte der Viertheilung herrscht Uebereinstimmung zwischen der Pollenbildung der Phanerogamen und der Sporenbildung der Kryptogamen. Doch wir wollen diesen Vorgängen hier nicht weiter nachgehen, und werden später Gelegenheit nehmen, auf dieselben noch zurückzukommen. — In den fertig entwickelten männlichen Blüthen, die wir zunächst untersuchten, fanden wir die Wände der Pollensäcke bis auf die Epidermis reducirt. Die nach innen anstossenden Zellschichten waren meist völlig collabirt, von der Tapetenschicht keine Spur mehr vorhanden. Die Pollenkörner lagen zerstreut in den Pollensäcken und in der umgebenden Flüssigkeit. Sehen wir uns diese Pollenkörner jetzt näher an, so bemerken wir, dass ein jedes einen mittleren Körper aufzuweisen hat, dem zwei Blasen seitlich aufsitzen (*D*). Ist die Blüthe reif, so erscheinen die beiden Blasen schwarz, weil von Luft erfüllt. Sie zeigen eine zierliche Felderung auf ihrer Oberfläche. Das Innere der mittleren, eigentlichen Pollenzelle führt feinkörniges Protoplasma und einen grossen Zellkern. Kurz vor der Anthese, das heisst vor dem Oeffnen der Pollensäcke, ist eine Theilung im Pollenkorne erfolgt, durch welche an dessen, von der Insertion der Flügel abgekehrten Hinterseite, durch eine uhrglasförmige Scheidewand, eine linsenförmige Zelle abgegrenzt wurde. Diese Zelle ist am besten zu sehen, wenn das Pollenkorn so wie in unserer Figur auf der Seite liegt. Diese Zelle ist nicht ohne Interesse, wenn man be-

denkt, dass in den Mikrosporen der heterosporen Lycopodiaceen, eine ganz ähnliche, vor Beginn der Entwicklungsvorgänge die zur Bildung der Geschlechtsproducte führen, abgegrenzt wird. Dort wird diese Zelle als vegetative bezeichnet und kann hier denselben Namen führen. — Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entstehen die Flügel am Pollenkorn recht spät und zwar durch Abheben der Cuticula, zwischen welcher und den inneren Verdickungsschichten der Wand wässrige Flüssigkeit sich sammelt.

Von dem eben betrachteten Bau der männlichen Blüthe von Pinus silvestris weicht am meisten die männliche Blüthe von Taxus baccata ab. Dieselbe stäubt etwa im März, doch kann man sich durch Alcohol-Material von jener bestimmten Zeit unabhängig machen. Die männlichen Blüthen von Taxus stehen in den Achseln der Blätter vorjähriger Zweige. Sie beginnen mit einigen decussirten Schuppenpaaren und gehen in nach $^2/_5$ orientirte Schuppen über. Die Schuppen werden immer grösser, endlich folgen in ganz unbestimmter Stellung an der verlängerten Blüthenaxe die schildförmigen Staubblätter. Dieselben haben, wie schon die Betrachtung mit der Lupe lehrt, eine nicht geringe Aehnlichkeit mit den uns bekannten sporangientragenden Blättern der Equisetum-Aehren. Lösen wir ein Staubblatt mit dem Skalpell ab und untersuchen wir es unter dem Simplex, so finden wir an der Innenseite des Schildes und dessen Stieles, fünf bis sieben Pollensäcke inserirt. Dieselben sitzen somit dem Schilde mit ihrer Basis, dem Stiel mit ihrer Innenseite auf. Seitlich gegen einander sind sie vorwiegend frei, ganz frei an ihrer Aussenfläche und dem äussersten Scheitel. Hierüber orientiren wir uns vollständig, indem wir mediane und auch tangentiale Längsschnitte noch zu Hülfe ziehen. Erstere zeigen uns die Staubblätter und Pollensäcke im Längsschnitt, letztere im Querschnitt. Im Längsschnitt erhält das ganze Staubblatt dadurch, dass sich die Pollensäcke nach aussen erweitern, eine keilförmige Gestalt. Im Querschnitt wie im Längsschnitt sehen wir, dass die Wandung der reifen Pollensäcke auf die Epidermis und eine collabirte Zellschicht reducirt ist. Die Wände dieser Epidermiszellen sind mit Verdickungsleisten versehen. Soweit als die Pollensackwandung sich von dem Staubblattstiele lostrennen soll, zeigen ihre Epidermiszellen, wie Querschnitte lehren, an der Ansatzstelle eine bedeutende Grössenreduction. Um über die Art der Wandverdickung an den Pollensäcken klar zu werden, heben wir eine Wand mit den Nadeln von dem Staubblatt ab und constatiren, dass es U-förmige Leisten sind, mit denen die Innen- und Seitenwände ihrer Epidermiszellen verdickt sind. Dieselbe Verdickung kommt auch der Epidermis an der Aussenfläche der Schilder zu. Das Oeffnen der Pollensäcke wird dadurch bewirkt, dass sich deren Wand von dem Stiele loslöst und gerade streckt. — Die Pollenkörner sind ellipsoidisch mit kleinen Höckern besetzt. Kurz vor der Anthese wird an dem einen Ende des Korns eine kleine Zelle abgegrenzt. An Alcohol-Material ist der

Inhalt der Pollenkörner geschrumpft und für die Untersuchung unbrauchbar.

Die Pollenkörner von Taxus sind ohne blasige Austreibungen der Wand, letztere kommen auch nicht allen Abietineen zu, kehren hingegen gerade unter den Taxineen bei Podocarpus wieder. Die von dem Inhalt des Pollenkorns abgegrenzte vegetative Zelle bleibt nicht in allen Fällen, so wie in den beiden, die wir kennen lernten, einfach, unter den Abietineen hat vielmehr nur die Gattung Pinus einfache vegetative Zellen, während bei den andern Gattungen die vegetative Zelle sich durch weitere Theilung in einen, tiefer in das Innere des Pollenkorns vorspringenden Zellcomplex verwandelt.

Die weiblichen Blüthen von Taxus baccata[2]) findet man, wie die männlichen, doch auf anderen Individuen, da die Pflanze dioecisch ist, in den Blattachseln vorjähriger Triebe (Fig. 150 *A*). Die Blüthezeit fällt, wie wir schon wissen, in den März; in Alcohol halten sich die Blüthen sehr gut und lassen sich auch sehr gut untersuchen, nachdem sie mindestens vierundzwanzig Stunden in gleichen Theilen Alcohol und Glycerin gelegen. Die Blüthen schliessen scheinbar einen kleinen Spross ab, sind aber in Wirklichkeit nicht terminal. Nicht eben selten findet man zwei Blüthen an demselben Sprösschen (Fig. 150 bei *), ja in seltenen Fällen stösst man auf Missbildungen, welche seitlich von der Blüthe einen sich fortentwickelnden Laubspross zeigen (Fig. 150 *B*). Zunächst betrachten wir das Blüthensprösschen mit der Lupe und constatiren, dass dasselbe mit einem lateralen Schuppenpaar beginnt, auf welches spiralig gestellte, allmählich grösser werdende Schuppen folgen. Die Blüthe selbst ist umschlossen von drei decussirten Schuppenpaaren und sieht nur mit ihrer Spitze zwischen denselben hervor. Diese Spitze zeigt eine punktförmige Oeffnung, die Mikropyle. Wir orientiren den Spross in ganz bestimmter Weise, um einen medianen Längsschnitt durch denselben auszuführen. Derselbe muss durch die Mediane des vorletzten Schuppenpaares an der Blüthe gehen. Wir wählen für die Untersuchung etwas ältere, bereits bestäubte Blüthen, von etwa Ende April, weil dieselben bequemer zu schneiden und in mancher Beziehung auch instructiver sind. Ist die Richtung des Schnittes entsprechend eingehalten worden, so sieht das Bild wie umstehende Figur 150, *C* aus. Die Blüthe erscheint nicht terminal an dem Primansprösschen, dieses schliesst vielmehr seine Entwicklung ab, nachdem es in der Achsel des obersten Niederblattes ein Secundansprösschen gebildet hat. Dieses letztere ist es, das in der Blüthe gipfelt, nachdem es zuvor drei decussirte Schuppenpaare erzeugt hat. Seitlich von der Insertion des Secundansprösschens ist der zur Seite gedrängte Vegetationskegel des Primansprösschens zu sehen (rechts in der Figur). Hin und wieder bildet auch das vorletzte Niederblatt des Primansprösschens ein mit einer Blüthe abschliessendes Secundansprösschen. In seltenen Fällen wächst auch, wie wir gesehen (*B*), das Primansprösschen,

Laubblätter bildend, weiter. Die Schuppenpaare, welche der Blüthe vorangehen, sind als Vorblätter derselben anzusehen, die Blüthe selbst ist auf eine „Samenknospe" reducirt. Eine solche ist nämlich das terminale Gebilde, das wir am Gipfel des Secundansprösschens sehen. Wir unterscheiden an demselben im Längsschnitt eine einfache Hülle, das Integument (*i*), das oben eine schmale Oeff-

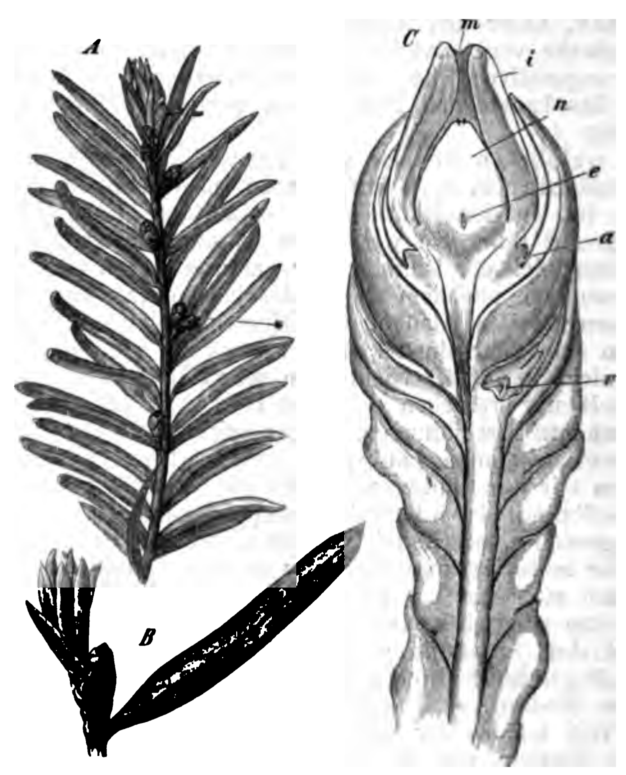


Fig. 150. Taxus baccata. *A* Habitusbild eines Zweiges mit weiblichen Blüthen zur Bestäubungszeit, bei * zwei Samenknospen an demselben Primansprösschen. Nat. Gr. *B* Ein Blatt mit der in seiner Achsel stehenden Samenanlage, das Primansprösschen ist seitlich durchwachsen. Vergr. 2. *C* Längsschnitt durch die gemeinsame Mediane des Priman- und Secundansprösschens. *v* Vegetationskegel des Primansprösschens; *a* Arillusanlage; *e* Embryosackanlage; *n* Nucellus; *i* Integument; *m* Mikropyle. Vergr. 18.

nung, die Mikropyle (*m*) frei lässt und im inneren den sogenannten Knospenkern, Nucellus (*n*). Im Grunde desselben ist nur in besonders günstigen Fällen, eventuell nach Kalibehandlung, eine grössere Zelle (*e*) als Anlage des Embryosackes zu erkennen.[1]) So wie der Pollensack einem Mikrosporangium, so entspricht die Samenknospe einem Makrosporangium; wie die Pollenkörner den Mikrosporen.

so der Embryosack einer Makrospore. Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen[4]) haben bedeutende Uebereinstimmungen in der Anlage dieser Gebilde aufgedeckt, doch gleichzeitig gezeigt, dass eine fortschreitende Reduction die Vorgänge trifft, die bei den Phanerogamen zur Anlage der Makrospore führen. Das Integument mit dem Indusium der Gefässkryptogamen zu vergleichen, liegt hingegen kein hinreichender Grund vor. Das Integument ist eine neu an den Makrosporangien der Phanerogamen hinzugekommene Bildung. — Am Stiel der Samenknospe ist bei Taxus ein kleiner Gewebewall (*a*) zu sehen, der lange Zeit, bis in den Juli hinein, stationär bleibt, später aber zu wachsen anfängt und den hochrothen Arillus bildet, der im Herbst den reifenden Samen umgiebt. — An der bereits bestäubten Blüthe, die wir in Untersuchung nahmen, können wir am Scheitel des Nucellus, der sogenannten Knospenwarze, die Pollenkörner liegen sehen. Dieselben haben je einen kurzen Schlauch in das Gewebe der Knospenwarze getrieben. Auf hinreichend dünnen Schnitten ist es nicht eben schwer, die Pollenkörner zu entdecken und zu constatiren, dass es die grosse Zelle des Pollenkorns ist, die zum Schlauche auswächst, während die kleine vegetative Zelle unthätig bleibt. Auch bemerkt man, dass es eine innere Hülle des Pollenkorns, das Intinium (Intine) ist, die den Pollenschlauch bildet, während das mit kleinen Warzen besetzte Exinium (Exine), das wir schon früher am reifen Pollenkorn sahen, abgestreift wird. Die Pollenkörner liegen hier auf der Aussenfläche der papillösen Knospenwarze, während bei verschiedenen anderen Taxineen und deren nahen Verwandten, die Knospenwarze sich aushöhlt[5]), um die Pollenkörner aufzunehmen und die sogenannte Pollenkammer bildet. — Wollen wir die Einrichtung kennen lernen, welche die Pollenkörner in die Samenknospe bringt, so müssen wir die Beobachtung im Freien, während der Bestäubungszeit machen.[6]) Betrachtet man um die Zeit, da die Pollenkörner aus den Pollensäcken entlassen werden, die weibliche Pflanze, so sieht man, dass jede Blüthe derselben einen kleinen Flüssigkeitstropfen aus ihrer Mikropyle aussondert. In diesem Tropfen fangen sich die durch den Wind geführten Pollenkörner ein und werden am Abend mit dem Tropfen zugleich eingesogen.

Die Kiefer, Pinus silvestris, soll uns das zweite, zugleich extreme Beispiel für den Bau der weiblichen Blüthen bei den Coniferen liefern. Die Kiefer ist einhäusig (monoecisch), so dass wir männliche und weibliche Blüthen auf derselben Pflanze finden. — Die Samenknospen stehen bei der Kiefer nicht einzeln wie bei Taxus, es wird vielmehr ein „Zapfen“ erzeugt, in welchem zahlreiche Samenknospen auf schuppenartigen Gebilden inserirt, sich vereinigt finden. Die kleinen Zapfen nehmen einzeln, oder zu mehreren, die Spitze gleichalteriger Triebe ein. Sie stehen in den Achseln ebensolcher Deckblätter, wie die tiefer inserirten zweinadeligen Kurztriebe; ihre Lage, oben am Spross, entspricht aber derjenigen von zweigbildenden Langtrieben. Die kleinen Zapfen

sind meist Ende Mai empfängnissfähig und fallen bei relativ geringer Grösse durch ihre braunrothe Färbung auf. Sie sind gestielt und stehen aufrecht; der Stiel ist bedeckt von braunen Schuppen. Zur Untersuchung kann auch hier mit Glycerin behandeltes Alcohol-Material dienen. Bringen wir einzelne, von der Zapfenaxe mit dem Skalpell abgehobene Theile unter den Simplex und isoliren dieselben mit den Nadeln, so können wir feststellen (Fig. 151), dass in den Achseln zarter, verkehrt eiförmiger, am Rande etwas gefranster Deckschuppen (*b*), ähnlich gestaltete, doch fleischig angeschwollene, glattrandige, auf der Innenfläche mit einem mittleren vorspringenden Kiel (*c*) versehene Schuppen (*f*) stehen. Diese werden als Fruchtschuppen bezeichnet. Rechts und links am Grunde der Fruchtschuppe finden wir je eine, mit der Mikropyle nach unten und nach der Seite gekehrte Samenknospe (*s*) inserirt. Der Rand des Integuments an der Mikropyle ist in zwei nach rechts und links orientirte Lappen (*m*) verlängert. Deckschuppe und Fruchtschuppe sind am Grunde verwachsen und werden daher zusammenhängend von der Zapfenaxe abgelöst. — Der Zapfen der Abietineen und anderer zapfenbildender Coniferen wird als einzelne Blüthe oder als Blüthenstand aufgefasst, je nach der Deutung, die man der Fruchtschuppe giebt. Dieselbe wird nämlich entweder als ein abgeflachter, metamorphosirter, mit seinem Deckblatt zum Theil verwachsener Achselspross, oder als placentaler Auswuchs eines, bis jetzt von uns als Deckschuppe bezeichneten Fruchtblattes aufgefasst. Im ersteren Falle würde es sich somit um je einen, zwei Samenkospen tragenden Spross, in der Achsel jedes Deckblattes, im zweiten um je eine zwei Samenknospen tragende Placenta auf der Oberseite ihres Fruchtblattes handeln. Im ersteren Falle wäre also der Zapfen eine aus vielen fertilen Achselsprossen aufgebaute Inflorescenz, im zweiten würde der Zapfen eine einzige aus zahlreichen Fruchtblättern aufgebaute Blüthe sein. Wir wollen die Entscheidung in der angedeuteten Controverse offen lassen und auch weiterhin die Bezeichnungen Deckschuppe und Fruchtschuppe brauchen. — Der merkwürdige Bau der Fruchtschuppe erklärt sich aus den Bestäubungseinrichtungen,[7]) die nur an frischem Material, zur Bestäubungszeit, zu verfolgen sind. Sobald nämlich die männlichen Blüthen zu stäuben beginnen, kann man eine Verlängerung der Axe in den Zäpfchen constatiren, wodurch die Fruchtschuppen, sammt den zugehörigen Deckschuppen, auseinander gerückt werden. Der

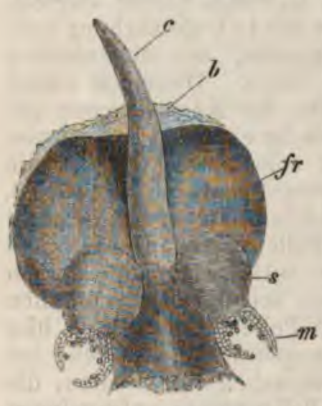


Fig. 151. Pinus silvestris. Fruchtschuppe *f* mit den beiden Samenknospen *s* und dem Kiel *c*. Dahinter die Deckschuppe *b*. An den Samenknospen der Integumentrand in zwei Fortsätze (*m*) ausgewachsen. Vergr. 7 Mal.

Blüthenstaub kann nun auf die emporgerichteten Fruchtschuppen gelangen, gleitet an denselben hinab und gelangt durch den Kiel geführt zwischen die beiden Fortsätze des Integuments. Diese Fortsätze rollen sich später ein und führen auf diese Weise die Pollenkörner in die Mikropyle und bis auf die Kernwarze. Nach vollzogener Bestäubung schliessen die fortwachsenden Fruchtschuppen bald wieder mit ihren Rändern an einander und werden hier durch Harz verklebt. Die Deckschuppen entwickeln sich nicht weiter und so auch nicht der Kiel an der Fruchtschuppe, der nunmehr unnütz geworden. Die rothe Farbe des Zapfens geht in braun und schliesslich in grün über, derselbe senkt sich langsam und nimmt zuletzt eine hängende Lage an.

Wir wollen nunmehr auch die weiteren Veränderungen ins Auge fassen, die sich in der bestäubten weiblichen Samenknospe der Coniferen abspielen.[8]) Mit dem Bau der Samenknospe haben wir uns bei Taxus bekannt gemacht und constatirt, dass dort zur Bestäubungszeit vom Embryosack nur die erste Anlage vorhanden war. Es folgt hierauf eine weitere Ausbildung der Samenknospe und zwar verschieden rasch, je nachdem mehr oder weniger Zeit zwischen der Bestäubung und der Befruchtung zu verstreichen hat. Bei Taxus findet die Befruchtung etwa Mitte Juni desselben Jahres statt; bei der Kiefer erst im nächstfolgenden Jahr, über dreizehn Monate später als die Bestäubung. Bei der Fichte liegen Bestäubung und Befruchtung nur um sechs Wochen auseinander. Wir wollen uns im Folgenden zunächst an die Fichte halten, weil dieselbe manche Vortheile für die Untersuchung gewährt. — Es würde uns zu weit führen, die Vergrösserung des Embryosackes, die Anlage des Prothalliumgewebes (Endosperms) und der Geschlechtsorgane im Innern desselben, die Grössenzunahme und entsprechende Differenzirung der ganzen Samenanlage Schritt für Schritt zu verfolgen. Als besonders wichtig sei somit nur berichtet, dass die Bildung des Prothalliumgewebes durch Theilung des ursprünglich einen Zellkerns der Embryosackzelle eingeleitet wird, dass die Nachkommen dieser Zellkerne sich weiter durch Zweitheilung vermehren und dass schliesslich sehr zahlreiche, gleichmässig im protoplasmatischen Wandbelege des Embryosackes vertheilte Zellkerne vorhanden sind. Auf einem bestimmten Entwicklungszustande wird dann der protoplasmatische Wandbeleg zwischen den Zellkernen durch Scheidewände in Zellen zerlegt, diese vermehren sich durch Zweitheilung in radialer Richtung fort und füllen den Embryosack mit Prothalliumgewebe vollständig aus. Im Scheitel des Embryosackes geht dann aus einzelnen Endospermzellen die Bildung der weiblichen Geschlechtsorgane vor sich. So im Wesentlichen ist es bei allen Gymnospermen. Ueber die speciellen Verhältnisse der Fichte suchen wir uns nunmehr durch directe Beobachtung weiter zu unterrichten.

Die Zapfen der gemeinen Fichte oder Rothtanne (Picea vulgaris Lk.) sind um Mitte Juni so weit entwickelt, dass die Befruch-

tung alsbald folgen kann. Dieselbe pflegt um den zwanzigsten Juni zu beginnen und ist meist in wenigen Tagen an sämmtlichen Bäumen einer Gegend vollzogen. Will man somit den Befruchtungsvorgang sehen und zugleich das nöthige Material für weitere Studien gewinnen, so sammle man vom 15. Juni an täglich Zapfen, untersuche dieselben und lege sie eventuell in absoluten Alcohol ein. Die Fichten pflegen meist nur alle paar Jahre reichlich zu fructificiren, dann kann man aber auch das nöthige Material sich leicht beschaffen. Das Alcohol-Material eignet sich für manche Zwecke der Untersuchung besser als frisches, da es die Eier fixirt. Für alle Fälle hat man das Studium von frischem Material mit demjenigen fixirter Zustände zu verbinden. Es empfiehlt sich übrigens nicht, ganze Zapfen, vielmehr abgelöste Fruchtschuppen in Alcohol einzulegen. Vor dem Schneiden des Alcohol-Materials trage man dasselbe, wie wir es wiederholt schon gethan, in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin auf mindestens vierundzwanzig Stunden ein. — Bei Beginn der Untersuchung orientiren wir uns über das Aussehen der ganzen Schuppe. Dieselbe ist verkehrt eiförmig, zeigt unten an ihrer Innenfläche die beiden Samenanlagen, auch schon die Umrisse der „Flügel", die sich später als dünne Gewebelamellen mit dem reifen Samen von der Innenfläche der Fruchtschuppen loslösen sollen. Unten an der Aussenfläche der Fruchtschuppe ist auch noch die, jetzt relativ sehr klein erscheinende, Deckschuppe wiederzufinden. Die zu schneidenden Samenknospen lösen wir leicht unversehrt, mit der Nadelspitze, von der Fruchtschuppe ab. Wir führen nunmehr, zwischen Daumen und Zeigefinger, Längsschnitte durch dieselben aus. Das Schneiden wird durch das relativ hart gewordene Integument erschwert, daher wir weiterhin unser Präparationsverfahren ein wenig modificiren. Wir schneiden die Samenknospe mit der Scheere in etwa halber Höhe durch, fassen hierauf die obere, das heisst die den Scheitel der Samenknospe in sich fassende Hälfte zwischen die Finger und ziehen aus der Schnittfläche, mit der Pincette, den oberen Theil des Embryosackes sammt Nucellus hervor. Durch diese weichen Theile lassen sich die Längsschnitte nunmehr sehr gut führen. — Tinctionsmittel, wie Carmin, Hämatoxylin, Methylgrün, sind nur sehr vorsichtig anzuwenden, da sie das ganze Protoplasma der Eier tingiren und leicht dieselben undurchsichtig machen. — Wir betrachten zunächst den Längsschnitt einer empfängnissreifen Samenknospe aus Alcohol-Material, weil an demselben die Orientirung leichter ist. Die ganze Samenknospe, mit sammt Integument, ist senkrecht zu ihrer Insertionsfläche geschnitten worden, sie liegt somit in medianem Längsschnitt vor (Fig. 152). Wir sehen an derselben: das Integument (*i*), das sich zur Samenschale ausbildet und in halber Höhe sich von dem Nucellus sondert; den Nucellus, der an seinem Scheitel, der Knospenwarze, Pollenkörner (*p*) trägt, die zum Theil aussen, zum Theil in seinem Gewebe eingesenkt liegen; Pollenschläuche (*t*), von diesen Pollenkörnern getrieben.

die den oberen Theil des Knospenkerns durchsetzen, um zu der Embryosackschicht zu gelangen; den Embryosack (*e*) von elliptischem Umriss mit Endosperm, richtiger Prothalliumgewebe, ausgefüllt; die Archegonien, hier früher Corpuscula genannt, deren Bauchtheil (*a*) leicht, deren Halstheil (*c*) schwerer zu erkennen ist; im Innern der Archegonien je ein Ei (*o*), das an dem Alcohol-Material durch gelbbraune Färbung auffällt und einen mittleren, grossen Zellkern (*n*) zeigt; endlich unten an der Samenknospe den Ansatz des Flügels (*s*). — Führen wir jetzt, zum Vergleich, einen ebenso orientirten Schnitt durch eine gleichaltrige, frische Samenknospe, so finden wir dieselben Verhältnisse wieder, nur wird sehr häufig der Inhalt der Archegonien ausgeflossen sein. Hat der Schnitt einzelne Archegonien gestreift, ohne sie zu öffnen, so erscheinen uns die Eier als gelbliche, schaumige Protoplasmamassen, in denen der mittlere Zellkern kaum zu unterscheiden ist, oder doch, im besten Falle, nur das Aussehen einer grösseren, mittleren Vacuole hat. Die Eier leiden alsbald unter dem Einfluss des aus der Umgebung aufgenommenen Wassers; soll der Schnitt sich längere Zeit halten, so empfiehlt sich als Beobachtungsflüssigkeit mit Wasser verdünntes Hühnereiweiss, dem, der grösseren Haltbarkeit wegen, etwas Campher zugesetzt wurde.[9]) An solchen Präparaten ist der Halstheil des Archegoniums unschwer zu sehen (Fig. 153 *A c*). Er besteht aus zwei bis vier Etagen von Zellen. Unter dem Halstheil ist eine kleine Zelle (*cl*) zu finden, die der Bauchkanalzelle der Gefässkryptogamen entspricht; das Ei theilt sich kurz vor der Reife, um dieselbe zu bilden. Der Bauchtheil des Archegoniums ist von einer Schicht flacher, inhaltsreicherer Zellen umhüllt, ähnlich der Hülle, die wir um den Bauchtheil des Archegoniums bei Farnkräutern sahen. Um uns über Anzahl und

Fig. 152. Medianer Längsschnitt durch die empfängnissreife Samenknospe von Picea vulgaris Lk. *e* Embryosack mit Endosperm erfüllt; *a* ein Archegonium und zwar der Bauchtheil, *c* der Halstheil desselben; *n* der Eikern; *nc* der Knospenkern oder Nucellus; *p* Pollenkörner auf und in der Knospenwarze; *t* Pollenschläuche, welche den Nucellus durchsetzen; *i* Integument; *s* der Samenflügel. Vergr. 9 Mal.

Lage der Archegonien zu orientiren, führen wir eine Anzahl aufeinanderfolgender Querschnitte durch den oberen Theil der Samenknospe aus. Wir überzeugen uns auf diese Weise, dass drei bis

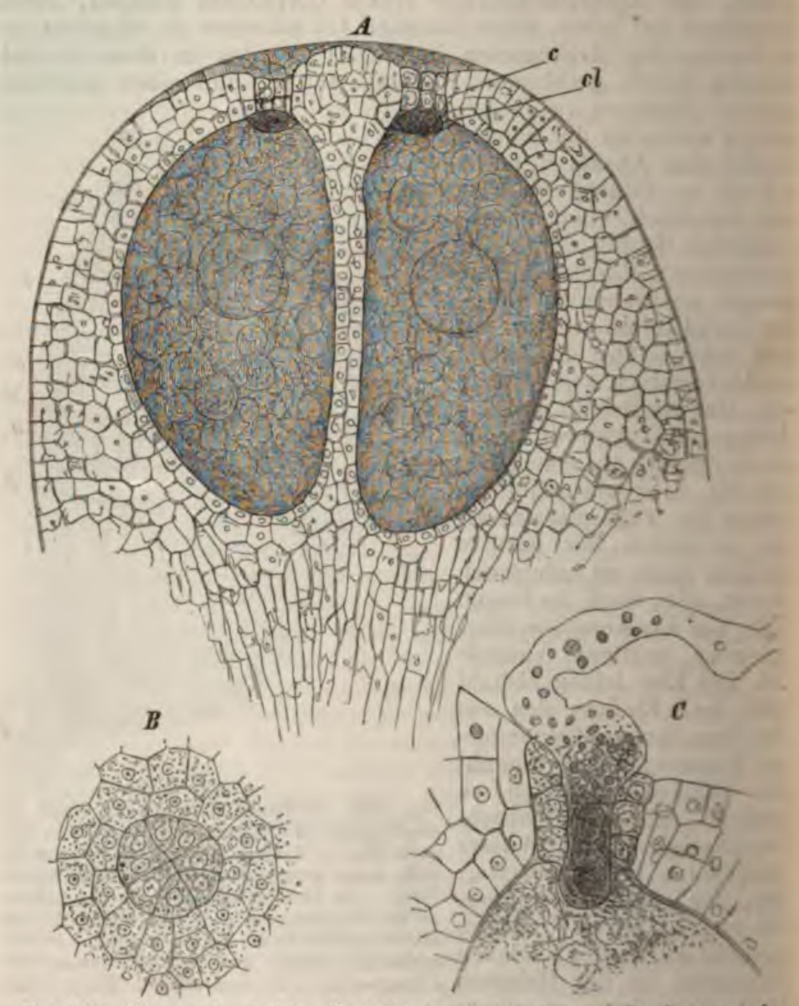


Fig. 153. Picea vulgaris Lk. Nach frischen Präparaten. *A* Ein Längsschnitt durch den Scheitel des Embryosacks mit zwei Archegonien. *c* Halstheile der Archegonien; *cl* Bauchkanalzellen. *B* Scheitelansicht der Halstheile des Archegoniums. *C* Vordringen des Pollenschlauches durch den Kanal. *A* 100 Mal, *B* und *C* 250 Mal vergrössert.

fünf Archegonien, im Kreise angeordnet, im Embryosackscheitel stehen. Schnitte, die den Embryosackscheitel streiften, führen uns die Halstheile der Archegonien in Scheitelansicht vor. Sie erscheinen

uns dann als sechs- bis achtzellige Rosetten (Fig. 153 *B*). Ist der Befruchtungsvorgang eingeleitet worden, so können wir die Pollenschläuche bis an den Embryosack, eventuell bis in die Archegonien hinein verfolgen (Fig. 153 *C*). Sie drängen sich zwischen die Zellen des Halses ein, um bis zum Ei zu gelangen (*C*). Dieser letzte Vorgang dürfte jedenfalls unter dem Einfluss einer aus dem Ei austretenden Substanz, die als chemischer Reiz auf die Pollenschlauchspitze wirkt, erfolgen. Bis an den Embryosack gelangen die Pollenschläuche durch das leitende Gewebe des Nucellus, in der Richtung fortwachsend, in der sie am besten ernährt werden. Der Pollenschlauch ist dicht mit kleinen Körnern erfüllt, die nach Jodzusatz sich als Stärke erweisen. In besonders günstigen Fällen kann man in seiner Spitze zwei von Protoplasma umgebene Zellkerne erkennen. An diese schliessen nach rückwärts erst die Stärkemassen an. Viel deutlicher sind diese Zellkerne an Alcohol-Material und nach diesem in die Figur *C* eingetragen worden. Ueberhaupt müssen wir die nunmehr folgenden Vorgänge an Alcohol-Material studiren. Wir fertigen uns nach der bereits erprobten Methode sehr zahlreiche Schnitte an, die wir in Glycerin untersuchen. Zu dicke Schnitte können wir mit Kali durchsichtiger machen, doch ist dieses Reagens mit grosser Vorsicht zu brauchen; auch lassen sich die gehärteten Eier mit den Nadeln aus den Archegonien befreien und einzeln für sich betrachten. An noch unbefruchteten Eiern (Fig. 154 *A*) sehen wir den annähernd centralen Zellkern (*on*), der an seiner dem Halse zugekehrten Seite stets dichter erscheint. Auch die Bauchkanalzellen (*cl*) bekommen wir öfters zu sehen, ein Zellkern ist in ihrem Innern meist nicht mehr nachzuweisen, da derselbe frühzeitig desorganisirt wird. Ist der Pollenschlauch an das Ei herangetreten, so kann man eventuell unter seiner Spitze einen Zellkern im Ei erblicken (Fig. 154 *B sn*), der dem Eikern an Grösse nachsteht. Um ein solches Präparat zu erhalten, gilt es freilich oft sehr viel Geduld zu haben. Der kleine Kern stammt aus dem Pollenschlauche und ist als Spermakern zu bezeichnen. Sonstigen Erfahrungen nach ist anzunehmen, dass er die Membran des Pollenschlauchs passirt. Die Pollenschlauchspitze bei Picea ist fein porös, bei Pinus-Arten zeigt sie einen deutlichen Tüpfel, doch reicht auch dieser für den Durchgang eines so grossen Körpers nicht aus. Die Membran an der Pollenschlauchspitze ist aber sehr weich und dürfte dem Durchtritt des Zellkernes nicht wesentlich grösseren Widerstand leisten, als die gequollene Wandung an der Oogoniumspitze von Vaucheria dem Durchtritt der vor der Befruchtung ausgestossenen Protoplasmamasse. Nur der eine Zellkern des Pollenschlauches dringt, aller Analogie nach, in das Ei ein, während der andere, so wie auch die Stärkekörner, aufgelöst werden und der Ernährung des Eies zu Gute kommen mögen. Der in das Ei aufgenommene Spermakern (*sn*) hat den Werth eines Spermatozoiden und unterscheidet sich von den Spermatozoiden der Gefässkryptogamen, die, wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, fast

auch nur aus Kernsubstanz bestehen, im Wesentlichen nur durch seine einfache Kerngestalt und den Mangel von Locomotionsorganen. Solche sind hier, wo der Spermakern durch den Pollenschlauch bis an seinen Bestimmungsort geführt wird, überflüssig geworden, wie

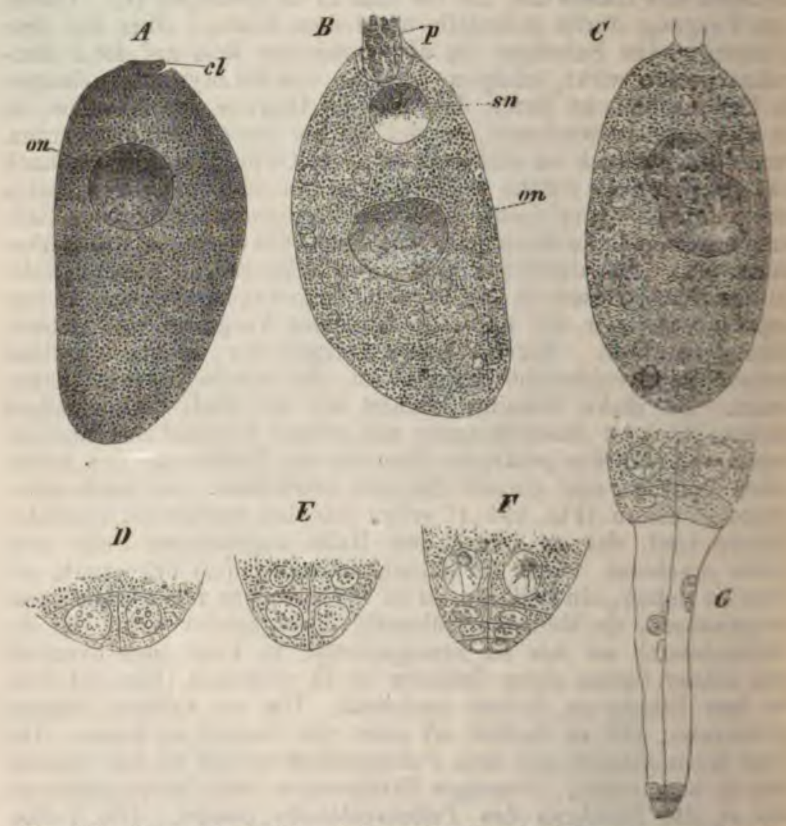


Fig. 154. Picea vulgaris Lk. *A* Ein reifes Ei mit Zellkern *on* und Bauchkanalzelle *cl*. *B* ein Ei während der Befruchtung; *sn* der eingedrungene Spermakern; *on* der Eikern; *p* die Pollenschlauchspitze. *C* Ein Ei während der Befruchtung, die Copulation von Spermakern und Eikern zeigend. *D* Die vier Zellkerne in dem vom Halstheile abgekehrten Ende des Eies; zwei derselben sind nur zu sehen. *E* Die Kerne haben sich getheilt, vier Zellkerne liegen jetzt in dem Eiende, vier fallen dem Eikörper zu. *F* Drei Etagen von Zellen sind im Eiende gebildet. Die mittlere Zelletage hat sich gestreckt und die untere Zelletage in das Endosperm geführt. Die Zellen dieser unteren Etage haben sich gestreckt. Nach Alcohol-Exemplaren. Vergr. 90.

denn auch die Vereinfachung der Gestalt sich aus den nämlichen Ursachen ableiten lässt, da der korkzieherförmige Körper der Spermatozoiden bei Gefässkryptogamen sicher auch in Beziehung zu deren Bewegung steht. Der in das Ei eingedrungene Spermakern

nimmt alsbald an Grösse zu, ähnlich wie es etwa auch die den Spermakern bildenden Spermatozoiden der Thiere nach ihrem Eintritt in das Ei thun, und bewegt sich nach dem Eikern zu. Es kommen dann auch Präparate vor, welche beide Zellkerne in Verschmelzung zeigen (*C*). Den aus ihrer Verschmelzung hervorgegangenen Kern bezeichnen wir als Keimkern. Die nächsten Stadien führen uns den Keimkern in dem, dem Halse abgekehrten Ende des Eies vor, wo er durch wiederholte Zweitheilung vier in einer Ebene liegende Zellkerne bildet (*D*). Diese sind seitlich durch Scheidewände getrennt. Sie wiederholen die Zweitheilung nach dem Eikörper zu und grenzen sich auch in dieser Richtung gegen einander ab (*E*). Die das Ende des Eies einnehmenden vier Zellkerne theilen sich in derselben Richtung weiter und die dem Eiende näheren wiederholen noch einmal die Theilung. So finden wir schliesslich in dem vom Halstheile abgekehrten Ende des Eies drei Etagen von je vier Zellen und über diesen im Eikörper vier freie Zellkerne (*F*). Die freien Zellkerne des Eikörpers schwellen sehr bedeutend an und gehen später zu Grunde; von den drei Etagen von Zellen bleibt die dem Halstheil nächste als vierzellige Rosette im Archegoniumgrunde zurück, die mittlere streckt sich zu den „Embryonalschläuchen“ und führt die vom Halstheil entferntesten Zellen in das Prothalliumgewebe hinein (*G*). Diese letzten Zellen bilden sich zu der Embryonalanlage aus. Sie zeichnen sich von Anfang an durch ihren reichen Inhalt aus und theilen sich alsbald in zwei (so schon in *G*), dann in drei Etagen.

Die Zellkerne im Pollenschlauch von Picea vulgaris Lk. waren nur schwer nachzuweisen; es gelingt dies hingegen sehr leicht bei Cupressineen, bei denen wir uns gleichzeitig auch noch die abweichende Vertheilung der Archegonien ansehen wollen. Wir halten uns an J u n i p e r u s v i r g i n i a n a,[10]) die sich leicht schneiden lässt, doch können andere Wachholder-Arten, ja Cupressineen überhaupt, fast eben so gut dienen. Alcohol-Material ist für die Untersuchung besonders geeignet. Die von Zeit zu Zeit im Laufe des Monats Juli eingelegten Samenknospen werden die erwünschten Entwicklungszustände enthalten. Wir erleichtern uns das Schneiden, indem wir, wie bei Picea, die frei aus dem Zäpfchen herausgeschälten Samenknospen in halber Höhe mit der Scheere durchschneiden und den Nucellus sammt Embryosack an der Schnittfläche hervorziehen. Das Material muss auch hier zuvor in einem Gemisch von Alcohol und Glycerin gelegen haben. — Der Längsschnitt zeigt uns sehr leicht den dicken, in den Knospenkern vordringenden Pollenschlauch. Es ist klar, dass derselbe aus der grösseren Pollenzelle hervorgeht. Der Zellkern der letzteren folgt der Pollenschlauchspitze und theilt sich dort in zwei. Um die beiden Zellkerne sammelt sich das Protoplasma zu je einer Primordialzelle an. Auf diesem Zustande bleibt die Entwicklung des Pollenschlauches eine Zeit lang stehen, während die Ausbildung der Archegonien fortschreitet. Diese finden wir hier zum Unterschied von Picea, in einer für Cupressineen charakteristischen Weise zusammengedrängt. Sie berühren sich seitlich und bilden eine Gruppe von

fünf bis zehn gestreckten Archegonien, die mit ihrem oberen Ende die Wandung des Embryosackes erreichen. Diese bildet eine Einsenkung an der betreffenden Stelle. Jedes Archegonium hat einen von einer vierzelligen Rosette gebildeten Halstheil, im Bauchtheil ist je nach dem Entwicklungszustande ein grosses, ein kleines oder überhaupt kein Lumen vorhanden. Der Zellkern liegt dicht unter dem Halstheil in jüngeren, mehr nach der Mitte in älteren Zuständen. Zugleich nimmt er mit dem Alter an Grösse zu. Eine kleine Kanalzelle ist vorhanden, doch schwer nachzuweisen. Die ganze Archegoniengruppe ist mit einer Schicht kleiner Zellen gegen das grosszellige Prothalliumgewebe abgegrenzt. Während das Lumen der Archegonien an Grösse abnimmt, beginnt der Pollenschlauch wieder gegen dieselben zu wachsen. Er erreicht sie in der zweiten Hälfte des Juli und legt sich mit seiner blasenförmig anschwellenden Spitze über die sämmtlichen Archegonienhälse. Von den zwei Primordialzellen des Pollenschlauches ist die von der Spitze entferntere ungetheilt geblieben, die untere hat sich wiederholt getheilt und die durch den letzten Theilungsschritt erzeugten Zellkerne liegen nun dem vorderen Ende des Pollenschlauches als Spermakerne, Aequivalente von Spermatozoiden, an. Das Protoplasma der Schlauchspitze ist um die Spermakerne angesammelt. Die Spermakerne vertheilen sich einzeln über die Halstheile der Archegonien und man kann sie auch hier in dem Ei wiederfinden und auch in Verschmelzung mit dem Eikerne sehen. Die an der Befruchtung unbetheiligte Primordialzelle des Pollenschlauches wird langsam aufgelöst. In dem Keimkerne treten hier, merkwürdiger Weise, in Folge der Befruchtung Stärkekörner auf; worauf derselbe, seine Gestalt mehr oder weniger aufgebend, sich nach dem, vom Halstheil abgekehrten Ende des Eies bewegt, wo alsbald die ersten Theilungen erfolgen.

Wir kehren nunmehr zu der Fichte, **Picea vulgaris** Lk., zurück, um ältere Samenknospen mit Embryonalanlagen zu untersuchen.[11]) Diese studiren wir entweder frisch, dann etwa alle acht Tage, oder an Material das in gleichen Zeitintervallen in Alcohol eingelegt wurde. Solches Material kommt allein in Betracht, wenn die Untersuchung nicht auf längere Zeiträume vertheilt werden soll. — Die Embryonalanlage, wie wir sie zuvor (Fig. 154 *G*) verlassen, nimmt rasch durch abwechselnd perikline, antikline und radiale Wände an Masse und Zellenzahl zu und erhält das Aussehen der nebenstehenden Figur 155 *A*. Diese Theilungsfolge schliesst von Anfang an die Existenz einer Scheitelzelle aus. Nachdem die Embryonalanlage weiter an Grösse zugenommen hat, fangen ihre hinteren Zellen schlauchförmig auszuwachsen an und addiren sich zu den Embryonalschläuchen, so dass der von diesen gebildete „Suspensor" immer massiger wird. Die Embryonalanlage selbst nimmt walzige Form an, wird undurchsichtig und setzt dann scharf von dem durchsichtigen Suspensor ab. Hat der undurchsichtige Theil eine Länge von circa 0,5 *mm*. erreicht, so kann man im Innern desselben, nachdem man ihn mit Kali, Kreosot oder Chloralhydrat durchscheinend gemacht, die Anlage der Wurzel erblicken. Dieselbe wird in etwa 0,15 *mm*. Entfernung vom Scheitel differenzirt und zwar durch perikline Theilungen innerhalb einer Schicht halbkugelig angeordneter Zellen (Fig. 155 *B*). Diese Wurzel schliesst fortan die Keimanlage nach rück-

wärts ab. Alsbald wölbt sich der Scheitel der Embryonalanlage in seiner Mitte vor (*B*), um den Vegetationskegel des Stammes zu bilden. Um

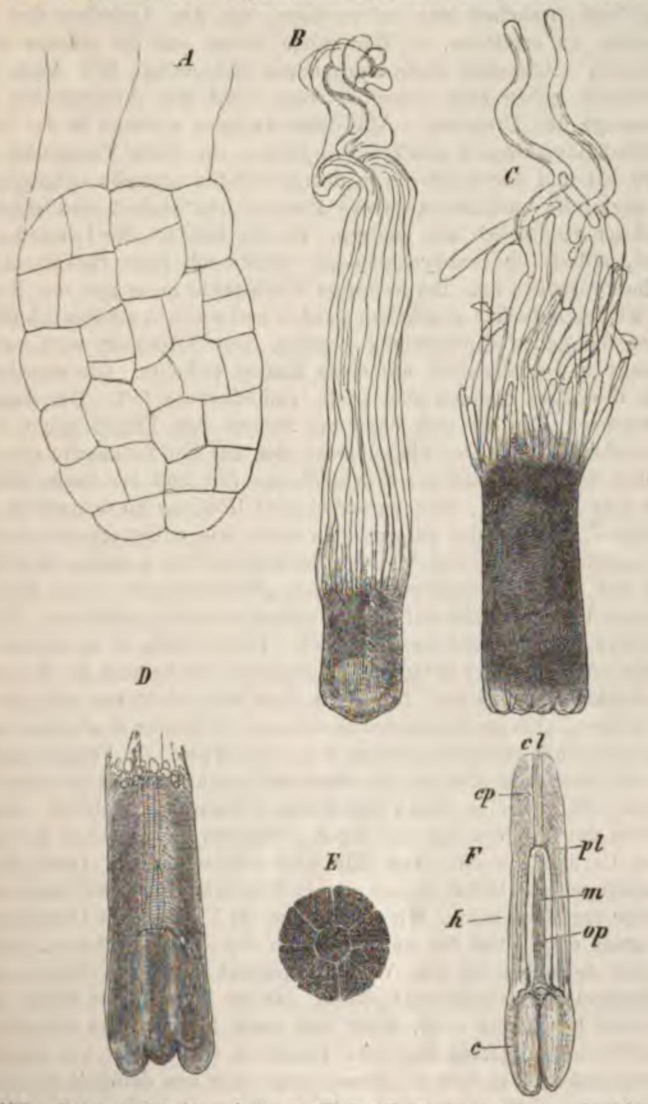


Fig. 155. Picea vulgaris. *A* junge Keimanlage im optischen Durchschnitt. Vergr. 240. *B* Aeltere Embryonalanlage im optischen Durchschnitt. Die Anlage der Wurzel und des Vegetationskegels des Stammes bereits vollzogen. Vergr. 27. *C* halbreifer Keim von aussen, *D* im Längsschnitt, *E* in Scheitelansicht. Vergr. 27. *F* Längsschnitt durch den reifen Keim. *c* Cotyledonen; *h* hypocotyles Glied; *pl* Pleromscheitel; *cp* Wurzelhaube; *cl* Mittelsäule derselben; *m* Mark; *op* Procambiumring im hypocotylen Glied. Vergr. 10.

diesen erheben sich hierauf in grösserer Anzahl die Anlagen der Keimblätter oder Cotyledonen (*C, D* u. *E*). Hiermit sind alle Theile am Keim angelegt und brauchen nur zu wachsen, um das Aussehen des fertigen Zustandes zu erreichen. — Wir haben bisher nur die stärker sich entwickelnde, schliesslich allein vorhandene Keimanlage in's Auge gefasst, thatsächlich geben aber mehrere, wenn nicht alle Archegonien je einer Keimanlage den Ursprung. Alle diese Anlagen wachsen in der Längsaxe des Prothalliumkörpers abwärts; diejenige, die einen Vorsprung vor den andern hat und der somit die in dem Prothalliumgewebe aufgespeicherten Nahrungsstoffe zunächst zu Gute kommen, entwickelt sich stärker und verdrängt schliesslich alle andern. Zu der Zeit wo die Cotyledonen sich zeigen, stösst die Embryonalanlage bereits mit ihrer Spitze am Grunde des Embryosackes an. Bei weiterem Wachsthum muss nun der Radicularrand wieder aufwärts geschoben werden und erreicht schliesslich die Stelle, an der die ganze Entwicklung begann. Der Suspensor wird nach oben gedrängt und schliesslich auf einen Knäuel reducirt. Die einzelnen Zellreihen desselben trennen sich leicht von einander (*C*). Der Samen reift im October. Er löst sich dann mit sammt dem Flügel leicht von der Fruchtschuppe ab. Der Flügel setzt sich auf der Innenseite des Samens zwischen demselben und der Fruchtschuppe fort und der Same fällt später leicht vom Flügel ab, eine entsprechende Höhlung an demselben zurücklassend. Die Zellen der Samenschale sind, wie entsprechende Quer- und Längsschnitte lehren, fast bis zum Schwinden ihres Lumens verdickt. Ein Theil des Prothalliumgewebes ist als „Sameneiweiss" oder Endosperm, dicht mit Reservestoffen erfüllt, im Samen erhalten geblieben. Es bildet einen, den Keim umschliessenden Sack. Dieser Sack ist an seinem Mikropylende offen und hier setzt das Wurzelende des Samens an die Reste des verdrängten Nucellus an. Der Keim lässt sich leicht aus dem der Länge nach aufgeschnittenen Samen herausnehmen. Er erscheint als eine nach dem Cotyledonarende allmählich dicker werdende Walze. In Folge seiner Erfüllung mit Reservestoffen ist er weiss und undurchsichtig wie das Sameneiweiss. Wir stellen einen medianen Längsschnitt durch den Keim zwischen den Fingern her und legen denselben in mit etwas Alcohol verdünnte Carbolsäure ein. Das Bild wird sehr schön klar (weit besser als in Kalilauge und selbst besser als in Chloralhydrat), so dass man jede Zellreihe verfolgen kann. Wir sehen (Fig. 155 *F*), dass die Cotyledonen (*c*), nicht ganz ein Drittel der ganzen Länge des Keims erreichen, am Grunde zwischen denselben ist der Vegetationskegel des Stengelchens zu sehen. Das Stengelchen (Cauliculus) selbst, das als hypocotyles Glied (*h*) oder Hypocotyl bezeichnet wird, setzt sich nach hinten, ohne scharfe Grenze in das Würzelchen (Radicula) fort. Dieses ist vornehmlich nur durch seinen Vegetationskegel vertreten. Dieser zeigt sich uns deutlich im Innern des Keimkörpers als Pleromscheitel (*pl*) der Wurzel, während die Zellreihen der Rinde des hypocotylen Gliedes sich direct in die parabolischen Schichten der Wurzelhaube (*cp*) fortsetzen (ein Verhalten, das an allen Wurzeln der Gymnospermen in der Form wiederkehrt, dass die Zellreihen der Rinde des Wurzelkörpers in die Zellschichten der Wurzelhaube direct übergehen). Die Wurzelhaube wird in der Längsaxe von einer sich markirenden Säule (*c*)

tafelförmiger, in geraden Reihen angeordneten Zellen durchsetzt. Im hypocotylen Gliede beginnt sich bereits das Gewebe des Markes (*m*) zu zeichnen und um dasselbe die gestreckten Zellen des Procambiumringes (*op*), in welchen die Gefässbündel auftreten werden. Diese Zellen lassen sich bereits auch eine kurze Strecke weit in die median getroffenen Cotyledonen hinein verfolgen (vergl. die Figur). — So sind in dem Embryo hier schon die wesentlichen Theile der zukünftigen Pflanze angelegt.

Bei der Fichte kann jedes Ei nur einer Embryonalanlage den Ursprung geben; bei der Kiefer sieht man hingegen die nämliche Anlage sich auf jüngsten Entwicklungszuständen in vier Theile spalten. Die vier Embryonalzellen und deren Schläuche treten aus einander und jede Embryonalzelle bildet nun für sich eine Keimanlage. Von der grossen Zahl der Anlagen eines Embryosacks kommt aber schliesslich nur eine zur vollen Entwicklung. Aehnliche Verschiedenheiten wie bei den Abietineen treten uns auch bei den Cupressineen entgegen, wo beispielsweise die Lebensbäume nur eine Anlage aus jedem Archegonium, die Wachholder-Arten durch frühzeitige Spaltung meist je vier produciren. Die Keimanlagen der Cupressineen wachsen eine Zeit lang mit zweiflächig zugespitzter Scheitelzelle, die sich später verliert; so auch unter den Abietineen die Keimanlagen von Pinus Strobus.[12]) — Zum Theil sehr merkwürdigen Modificationen der Keimentwicklung begegnen wir bei andern Coniferen.[13]) So erfolgt bei Ginkgo die Befruchtung erst in der vom Baume abgeworfener Frucht; der Keimkern schafft hierauf durch fortgesetzte Zweitheilung zahlreiche, das ganze Ei erfüllende Zellkerne, zwischen denen sich dann simultan Scheidewände ausbilden; ein Suspensor wird gar nicht entwickelt. Bei Cephalotaxus Fortunei und Araucaria brasiliana wird die Spitze der Keimanlage während der Entwicklung abgestossen. Bei Ephedra, unter den zu den Gymnospermen zählenden Gnetaceen vertheilen sich die aus dem Keimkern hervorgegangenen Tochterkerne im Ei, es grenzen sich Protoplasmaportionen um dieselben ab und geben entsprechend vielen, von Anfang an getrennten, mit eigenem Suspensor versehenen Keimanlagen den Ursprung; auch von diesen kommt nur eine zur Entwicklung. — Der Same mit dem Embryo ist für einen längeren Ruhezustand eingerichtet und die im Endosperm und dem Embryo selbst angesammelten Reservestoffe werden für die Ernährung der jungen Keimpflanze dienen, bis dass diese befähigt ist, selbst für ihre Ernährung zu sorgen. Die Einrichtung des Samens, wie sie hier vorliegt, war uns bei Kryptogamen nicht begegnet; dort fanden wir das Ruhestadium in die Spore verlegt, eine Samenbildung nach begonnener Entwicklung des Keimes war aber nirgends nachzuweisen. Daher wir die Phanerogamen, denen die Samenbildung gemeinsam ist, als Samenpflanzen den Sporenpflanzen, als welche die Kryptogamen zu bezeichnen wären, gegenüberstellen könnten.

Anmerkungen zum XXIX. Pensum.

[1]) Vergl. hierzu: Strasburger, Coniferen u. Gnetaceen pag. 120. Eichler, Blüthendiagramme Bd. I, pag. 58. Goebel, Grundzüge, pag. 363.

[2]) Strasburger, Coniferen und Gnetaceen, pag. 2.

[3]) Strasburger, Angiosp. u. Gymnosp. pag. 109.
[4]) Strasburger, Angiosp. u. Gymnosp. pag. 109. Goebel, Bot. Ztg. 1881, Sp. 681.
[5]) Jenaische Zeitschr. f. Naturw. Bd. VI. 1871. pag. 250.
[6]) Ebendas. pag. 250, Conif. u. Gnet. pag. 265.
[7]) Strasburger, Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. VI. pag. 251. Conif. u. Gnet. p. 267.
[8]) Vergl. hierzu Strasburger, Befr. b. d. Conif.; Coniferen u. Gnetaceen p. 274. Befr. u. Zellth. a. v. O. Angiospermen und Gymnospermen pag. 140. Goroschankin: Ueber die Corpuscula und die Befr. bei den Gymnospermen, russisch. 1880.
[9]) Strasburger, Befr. b. d. Conif. pag. 8.
[10]) Befr. d. Conif. pag. 14; Conif. u. Gnet. pag. 302; Befr. u. Zellth. pag. 17; Ang. u. Gymn. pag. 140.
[11]) Conif. u. Gnet. pag. 298. Ang. u. Gymn. pag. 145, dort die übrige Literatur.
[12]) Skrobiszewski, Bul. d. l. soc. imp. d. nat. d. Moscou 1873 pag. 448. Strasburger, Ang. u. Gymn. pag. 147.
[13]) Vergl. Coniferen u. Gnetaceen; Ang. u. Gymnosp.; Zellb. u. Zellth. 2. Aufl.

XXX. Pensum.

Die sämmtlichen männlichen Geschlechtsorgane einer angio-
rmen Blüthe bilden das Androeceum. Das einzelne Staubgefäss
ır Staubblatt (Stamen)[1]) besteht aus dem meist fadenförmigen
iger, dem Filament, und der Anthere. Letztere wird von zwei
ıgshälften gebildet, die durch den obern Theil des Filaments,
sogenannte Connectiv, getrennt werden. Letzteres empfiehlt
sich aber, mit zur Anthere zu rechnen. In das Gewebe jeder
therenhälfte sind für gewöhnlich zwei Pollensäcke (Pollenfächer,
therenfächer, Staubfächer) eingesenkt. Jedes Fach entspricht
em Mikrosporangium. Wir orientiren uns zunächst an dem Staub-
tt irgend einer grossblüthigen Liliacee, beispielsweise der in
ı Gärten so allgemein cultivirten Hemerocallis fulva. Das
b gefärbte Filament ist hier sehr lang, wird nach oben zu dünner
l spitzt sich sehr stark an der Insertionsstelle der Anthere zu.
ztere ist braun, beweglich (versatil) am Filament befestigt. Das
nnectiv ist an der Aussenfläche der Anthere als dünner Streifen
ischen den beiden Antherenhälften zu verfolgen. — Der reife
ithenstaub (Pollen) trocken auf dem Objectträger betrachtet, zeigt
Gestalt einer Kaffeebohne. Er erscheint gelb, mit netzförmigen
isten auf der Oberfläche verziert. Lassen wir während der Be-
ıchtung Wasser vom Deckglasrand aus zutreten, so sehen wir,
ıs jedes Pollenkorn, sobald es benetzt wird, seine Falte aus-
icht, sich an der entsprechenden Seite stark vorwölbt und
Gestalt eines einseitig abgeflachten Ellipsoids annimmt. Die
mbran der zuvor eingefalteten Stelle zeigt relativ bedeutende
ke, sie ist farblos, ohne Zeichnung und setzt scharf gegen den
eichneten bräunlichen Hauttheil ab. Die genaue Einstellung
es in günstiger Lage befindlichen Pollenkorns lehrt uns, dass
eine einfache Haut das Pollenkorn umgiebt, dass sich der
blose Hauttheil an seinen Rändern verjüngt und direct in den
ärbten fortsetzt. Zwischen den Körnern im Präparat ist überall
ngerothes Oel vorhanden und haftet auch der Oberfläche der Körner
denselben im trockenen Zustande die gelbe Färbung verleihend.
r Inhalt des Pollenkorns erscheint grau, feinkörnig. Nach kurzer

Zeit, während der sich das Pollenkorn fort und fort langsam vergrössert, platzt es und entleert seinen Inhalt wurmförmig in das umgebende Wasser. In Zuckerlösung von hinreichender Concentration runden sich die Körner ab, ohne zu platzen, und können unversehrt beobachtet werden. — Wir befreien jetzt aus Blüthen, die etwa zwei Drittel ihrer definitiven Grösse erreicht haben, die Pollenkörner künstlich aus einem Antherenfache und bringen sie in einen Tropfen Methylgrün-Essigsäure. Wir legen ein Deckglas auf und zerquetschen die Pollenkörner vorsichtig durch Druck auf dasselbe. Nach etwa fünf Minuten nehmen wir das Präparat in Beobachtung und können nunmehr feststellen, dass in dem hervorgepressten Inhalte jedes Pollenkornes zwei ungleich tingirte Zellkerne liegen. Der eine ist spindelförmig, der andere rund mit grossen Kernkörperchen. Der letztere färbt sich schlecht und zwar um so weniger, je älter er wird, was uns eben veranlasste, relativ junge Blüthen für die Untersuchung zu wählen. Der spindelförmige Zellkern ist von einer scharf gezeichneten Hülle umgeben und die Entwicklungsgeschichte lehrt, dass er sammt dieser Hülle die vegetative Zelle des Pollenkorns repräsentirt. Eine solche Zelle wird nämlich auch hier kurz vor der Anthese gebildet, sie löst sich aber bald nach ihrer Anlage von der Wand des Pollenkorns ab und tritt frei in dessen Inhalt ein. Der runde Kern mit grossem Kernkörperchen gehört der grossen Pollenzelle an. Im Inhalt der Pollenkörner reifer Blüthen ist die Hülle um den spindelförmigen Kern geschwunden, derselbe liegt frei im protoplasmatischen Inhalte und zeigt bei starker Vergrösserung deutlich eine fadenknäuelartige Structur. Lassen wir concentrirte Schwefelsäure auf die Pollenkörner einwirken, so wird der farblose glatte Theil ihrer Wand sofort gelöst, der gezeichnete, bräunliche resistirt hingegen: er ist cutinisirt. Der cutinisirte Theil hat somit in der geöffneten Anthere, wo das Pollenkorn eingefaltet ist, für den Schutz des ganzen Korns zu sorgen. Wie an den trockenen Körnern zu sehen, stossen die Ränder des cuticularisirten Hauttheiles längs der Falte an einander, so dass der nicht cuticularisirte Theil völlig verborgen in der Falte liegt. Derselbe kommt erst auf der Narbe zum Vorschein, wenn das Korn dort quillt und wächst zum Pollenschlauche aus. Ein Exinium und Intinium ist aber, wie wir sehen, an dem Pollenkorn von Hemerocallis nicht zu unterscheiden, indem die Wand nirgends eine doppelte Zusammensetzung zeigt. Ihr cutinisirter Theil functionirt eben als Exinium, während der nicht cutinisirte sich so wie in anderen Fällen das Intinium verhält. — Unter dem Einfluss der Schwefelsäure wird die Structur der cutinisirten Hauttheile sehr deutlich. Bei starker Vergrösserung von oben betrachtet, zeigt er uns ein meandrisches Netzwerk mit zierlich welligen Wänden. In vielen Maschen sieht man einen blauen, unregelmässig contourirten Körper liegen, der das zuvor gelbe, mit Schwefelsäure sich blau färbende Oel repräsentirt. Der cutinisirte Hauttheil selbst ist gelb geworden. Stellt man auf den optischen Durch-

schnitt jetzt ein, so sieht man leicht eine zusammenhängende innere Wandschicht, der vorspringende Leisten aufsitzen. Die Leisten sind an ihrer Aussenkante angeschwollen, so dass sie im optischen Durchschnitt keulenförmig erscheinen. Bei Flächenansichten sieht man die Felder im Grunde der Maschen fein punktirt und der optische Durchschnitt lehrt, dass es kleine Höcker sind, die der inneren Wandschicht aufsitzen. Nach einigen Stunden der Einwirkung der Schwefelsäure nimmt das Hautstück eine rostbraune Färbung an, während der hervorgetretene Inhalt des Pollenkornes sich gleichzeitig rosa tingirt, ein Verhalten, welches das Protoplasma der Schwefelsäure gegenüber öfters zeigt.[2]) — In 25 % Chrom-

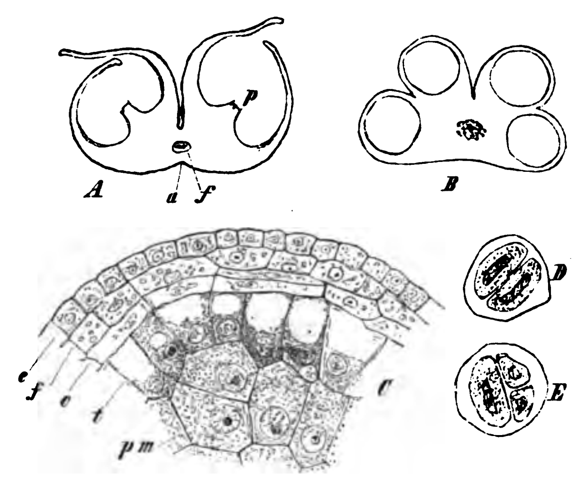


Fig. 156. Hemerocallis fulva. *A* Querschnitt durch eine fast reife Anthere mit durch den Schnitt geöffneten Fächern. *p* die Scheidewand zwischen den Fächern; *f* Gefässbündel des Connectivs; *a* Furchen am Connectiv. Vergr. 14. *B* Querschnitt durch eine junge Anthere. Vergr. 28. *C* Theil des vorhergehenden Querschnittes über einem Fach. *e* Epidermis; *f* die spätere Faserschicht; *c* die zu verdrängende Schicht; *t* die sich später auflösende Tapetenschicht; *pm* Pollenmutterzellen. Vergr. 240. *D* und *E* getheilte Pollenmutterzellen. Vergr. 240.

säure wird der nicht cutinisirte Hauttheil und der Inhalt der Pollenkörner rasch gelöst, der cutinisirte Hauttheil resistirt länger; schliesslich ist von demselben nur das Netzwerk der Verdickungsleisten vorhanden, bis dass auch dieses schwindet. — Lässt man Jodjodkalium auf die in Wasser befindlichen Pollenkörner, die man hierauf zerquetscht, einwirken, so sieht man in der sich gelbbraun färbenden Grundmasse zahlreiche blau tingirte Stärkekörnchen auftauchen.

Wir führen nunmehr Querschnitte durch die Antheren aus; zunächst thun wir jedenfalls gut, uns an eine nur etwa zu zwei Drittel ausgewachsene Blüthenknospe zu wenden und schneiden quer durch dieselbe. Mit den Nadeln werden hierauf die Perigonblatt-Querschnitte

aus dem Präparat entfernt. Ungeachtet wir eine so junge Blüthe zur Untersuchung wählten, finden wir doch alle Antherenfächer geöffnet. Das Oeffnen derselben erfolgt eben sehr leicht und wird beim Schneiden durch den Druck des Messers verursacht. Das vorstehende Bild (Fig. 156 *A*) soll zur Orientirung dienen. Die Wände der Antherenfächer lösen sich von der die beiden Fächer jeder Antherenhälfte trennenden Scheidewand (bei *p*) ab. Sie verkleinern hierbei ihre Krümmung. Die beiden Antherenhälften werden durch das schmale, von einem Gefässbündel (*f*) durchzogene Connectiv verbunden. Betrachten wir den Querschnitt bei stärkerer Vergrösserung, so sehen wir zu äussert an demselben eine mit violettem Zellsaft erfüllte, flachzellige Epidermis. In der Connectivfurche an der Aussenfläche der Anthere (bei *a*) fehlt der Farbstoff, daher der helle Strich, den wir an dieser Stelle schon mit blossem Auge sehen. Auch in der gegenüber liegenden Innenfurche der Anthere fehlt der Farbstoff. Die Epidermiszellen wölben sich nach aussen vor und zwar besonders stark an den Wänden der Fächer. An dem befreiten Rande dieser Wände schwellen die Epidermiszellen plötzlich an, um hierauf eine sehr geringe Höhe hinab zu gehen. Dieser kleinzellige Rand ist es, der sich von der mittleren Scheidewand ablöst. Auf der ganzen Oberfläche der Anthere sind Spaltöffnungen zerstreut. Eine kleine Athemhöhle liegt unter denselben. Auf die Epidermis folgt an der Antherenwand eine einzige Schicht relativ hoher, mit ringförmiger Verdickung versehener Zellen, die sogenannte fibröse Schicht. Die Ringe in diesen Zellen sind senkrecht zur Oberfläche gestellt, sie gehen stellenweise in Schraubenwindungen über, anastomosiren ausserdem vielfach netzförmig mit einander. Nach der Aussenseite der Anthere zu werden die Fächerwände allmählich dicker, indem die Schicht fibröser Zellen sich verdoppelt. Auch der übrige Körper der Anthere wird von den fibrösen Zellen aufgebaut. Nur die Zellen, welche das Gefässbündel des Connectivs umgeben, und diejenigen (*p*), welche die Scheidewand zwischen den Antherenfächern bilden, sind ohne Verdickungsleisten. Um Flächenschnitte durch die Antheren auszuführen, wählen wir ebenfalls bis auf zwei Drittel ausgewachsene Blüthenknospen. Die Flächenschnitte zeigen uns, dass die Epidermiszellen über den Fächern longitudinal, die Zellen der fibrösen Schicht aber quer gestreckt sind. Nicht so an der Rückenfläche der Anthere, wo die fibrösen Zellen sich mehr isodiametrisch zeigen. Ueber den Fächern sind die Verdickungsleisten an der Aussenseite der Zellen schwächer, ja oft kaum angedeutet. Beim Austrocknen ziehen sich die inneren Lamellen der Verdickungsleisten stärker als die äusseren zusammen, wodurch das Aufspringen der Fächer veranlasst wird. Häufig unterbleibt bei den Angiospermen wie bei Taxus die Verdickung der Aussenfläche der fibrösen Zellen an den Fächerwandungen gänzlich, so dass die Verdickungsleisten derselben U-förmige oder korbförmige, nach aussen offene Figuren darstellen; es ist klar, dass eine solche Ein-

richtung das Concavwerden der Fächerwände an dieser Seite erleichtert. — Um das Verhältniss der Filamente zu der Anthere genau festzustellen, führen wir auch noch einen medianen Längsschnitt, der somit zwischen die beiden Antherenhälften fällt, durch den oberen Theil des Staubblattes aus. Wir sehen das Filament an der Insertionsstelle der Anthere sich stark verdünnen. Sein Bündel tritt in das Connectiv ein und setzt sich in demselben, sich allmählich erschöpfend, fast bis zum Gipfel der Anthere fort. Die das Gefässbündel umgebenden, nicht fibrösen Zellen, die wir auf dem Querschnitt sehen, lassen sich auch aus dem Filament in das Connectiv verfolgen. — Um die Antherenfächer im Querschnitt geschlossen zu erhalten, gehen wir so lange auf immer jüngere Blüthenknospen zurück, als sich dies, bei der Controle der Schnitte, als nöthig erweist (Fig. 156 *B*).

Um entwicklungsgeschichtliche Daten zu gewinnen, halten wir uns am besten an Alcohol-Material, da dieses die günstigsten Bedingungen der Untersuchung bietet. Wir beginnen mit sehr jungen, etwa sechs bis sieben Millimeter hohen Blüthenknospen und schneiden wieder quer durch dieselben. In den Querschnitten der Antheren bleiben jetzt die Fächer geschlossen. Das Gefässbündel des Connectivs ist noch in der Anlage begriffen (Fig. 156 *B*). Wir betrachten den Querschnitt bei starker Vergrösserung. Derselbe zeigt uns zu äussert die junge Epidermis, auf welche, an den Wänden der Fächer (Fig. 156 *C*), zwei bis drei Schichten flacher Zellen und eine Schicht radial gestreckter Zellen folgen. Die Zellen dieser letzten Schicht laufen um das ganze Fach und wird dieses auch an seiner dem Körper der Anthere zugekehrten Seite von zwei Schichten flacher Zellen umgeben, die in die innerste flache Schicht der Fächerwand münden. Im übrigen wird der Körper der Anthere von polygonalen Zellen und der kleinzelligen Anlage des Gefässbündels gebildet. Der Innenraum der Fächer ist von den polygonalen, feinkörniges Protoplasma und je einen grossen Zellkern führenden Pollenmutterzellen (*pm*) erfüllt. — Wie die an noch jüngeren Zuständen gewonnene Entwicklungsgeschichte lehrt,[3]) sind diese Pollenmutterzellen durch Theilung einer hypodermalen Zellschicht entstanden, die an die Epidermis der Fächer grenzte. Die Zellen dieser Schicht haben sich durch perikline Wände verdoppelt und so nach innen die zukünftigen Pollen-Urmutterzellen, Archesporzellen, nach aussen Zellen der Wandung gebildet. Die Zellen der Wandung theilten sich dann noch zwei bis drei Mal periklin und bildeten so die drei bis vier uns schon bekannten, an die Epidermis anschliessenden Schichten der Wandung. Aus den Pollen-Urmutterzellen gingen durch Theilung die Pollenmutterzellen hervor. Der Ursprung des Archespors entspricht hier somit durchaus wieder dem Ursprung derselben bei Gefässkryptogamen und Gymnospermen. — In den uns vorliegenden Schnitten sind die Pollenmutterzellen noch in seitlichem Verbande. Die das Fach auskleidenden, radial gestreckten Zellen stellen die Tapetenzellen vor. Die äussere Schicht flacher Zellen an den Fächerwänden wächst bedeutend an und wird später mit Verdickungsleisten versehen, die nach innen von

dieser Schicht liegenden flachen Zellen werden zerquetscht und desorganisirt. Wir constatiren die angeführten und anderweitige Veränderungen, indem wir fortschreitend grössere Blüthenknospen, bis zu etwa 1 *cm.* Grösse auf Querschnitten untersuchen. Da sehen wir, dass die Pollenmutterzellen sich von einander trennen, abrunden und dicke, stark lichtbrechende Wände erhalten. Die Tapetenzellen erscheinen zugleich dicht mit Inhalt angefüllt, der alsbald eine gelbbraune Färbung annimmt. Die Pollenmutterzellen theilen sich in zwei, dann nochmals in je zwei, somit in vier Zellen, welche entweder in einer Ebene (*D*) oder in zwei sich rechtwinklig schneidenden Ebenen (*E*) innerhalb der Haut der Mutterzelle liegen. Hinzu kommt als Besonderheit von Hemerocallis, dass ausser den vier grösseren und zugleich mit diesen noch einige kleinere Zellen in der Pollenmutterzelle entstehen.[4]) Hierauf werden die Wände der Pollenmutterzellen aufgelöst und die vier Pollenkörner treten auseinander. Die Tapetenzellen geben zugleich ihre Selbständigkeit auf und ihr Protoplasma sammt Zellkernen wandert zwischen die jungen Pollenkörner ein, um zu deren Ernährung zu dienen und schliesslich verbraucht zu werden. Die hypodermale Zellschicht an den Fächerwänden beginnt zu schwellen, während die nächst innere collabirt. Die Ausbilduug der Verdickungsleisten in der hypodermalen Schicht wird in circa 20 *mm.* hohen Blüthenknospen vollzogen.

Führen wir Querschnitte durch frische, etwa 1 *cm.* hohe Blüthenknospen aus, so sehen wir die Antherenfächer von den isolirten, in Theilung begriffenen Pollenmutterzellen eventuell erfüllt. Die Pollenmutterzellen sind an ihrer schön weissen, dicken, stark lichtbrechenden Wand kenntlich, ihr Inhalt ist in zwei oder bereits in vier Zellen getheilt, die in einer (Fig. 156 *D*) oder in zwei (Fig. 156 *E*) sich kreuzenden Ebenen liegen. Die Antherenwandung ist von den mit gelbbraunem Inhalt erfüllten Tapetenzellen ausgekleidet. In nächst älteren Blüthenknospen haben sich die Wände der Pollenmutterzellen aufgelöst, die jungen Pollenkörner liegen frei; die Tapetenzellen haben ihre Selbständigkeit grösstentheils aufgegeben, ihr Inhalt ist zwischen die jungen Pollenkörner gedrungen. Schliesslich nimmt der noch unverbrauchte Theil der Tapetenzellen, besonders in der Peripherie des Faches, eine intensiv gelbbraune Färbung, fettglänzendes Aussehen an und bildet so die ölige Substanz, die um und an den Pollenkörnern haftet.

Wie Hemerocallis verhalten sich die Lilium-Arten. Die Differenzirungsvorgänge in den Antheren spielen sich hier aber später ab. In zwei Centimeter hohen Blüthenknospen von Lilium candidum, croceum und anderen beginnen sich die Pollenmutterzellen erst zu theilen. Auf Querschnitten durch frische Blüthenknospen fallen die grossen Tapetenzellen durch die gelbbraune Färbung ihres Inhalts sehr auf. Die hypodermalen, sowie alle andern, später mit Verdickungsleisten zu versehenden Zellen sind dicht mit Stärkekörnern angefüllt.

Funkia ovata giebt ebenfalls ein sehr günstiges Unter-

suchungsobject ab und verhält sich wie die Hemerocallis und Lilium, so auch Agapanthus umbellatus u. a. m. Tulipa und Hyacinthus orientalis sind ebenfalls gut zu brauchen. Bei Tulipa spitzt sich das Filament unter der Anthere so stark zu, dass letztere drehbar wird; bei Hyacinthus sind die Antheren fast sitzend auf dem Perigon.

Weniger gut lässt sich Tradescantia virginica schneiden, wir untersuchen dieselbe aber im Hinblick auf ihre Pollenkörner. Querschnitte durch Blüthenknospen, die etwa zwei Drittel ihrer definitiven Höhe erreicht haben, zeigen uns die beiden Antherenhälften durch ein relativ stark in die Quere gestrecktes Connectiv getrennt. Die Fächerwände sind bereits auf zwei Schichten reducirt und die Verdickungsleisten in der innern Schicht schon ausgebildet. Die jungen Pollenkörner liegen in einer gelbbraunen Substanz, deren Ursprung aus den Tapetenzellen uns bereits bekannt ist, eingebettet. Die Scheidewand zwischen den beiden Fächern jeder Antherenhälfte ist hier stark entwickelt und springt so weit vor, dass äusserlich kaum eine Vertiefung zwischen den beiden Fächern zu sehen ist. An der Insertionsstelle der Fächerwände an der Scheidewand hört plötzlich die Faserschicht auf und hier auch erfolgt später die Trennung. Flächenbetrachtung der Fächerwände zeigt auch in diesem Falle einen longitudinalen Verlauf der Epidermis, einen queren der Faserschicht und ein meist vollständiges Fehlen der Verdickungsleisten an der Aussenwand der Zellen.

Betrachten wir die Staubblätter aus einer zum Aufblühen reifen Knospe mit der Lupe, so sehen wir die schön schwefelgelben Antheren an dem violetten, mit violetten Haaren besetzten Filament befestigt. — Die trocknen Pollenkörner sind einseitig zusammengefaltet (Fig. 157 *A*). Im Wasser gleicht sich die Falte aus und die Körner werden fast ellipsoidisch, doch an der der Falte entsprechenden Seite stärker vorgewölbt. Ihre Haut ist fein meandrisch verziert; auch die eingefaltete Seite zeigt diese Structur und zeichnet sich nur durch etwas hellere Färbung und etwas schwächere Cutinisirung aus. In dem feinkörnigen Inhalte sind zwei hellere, homogen erscheinende Flecke (*B*) zu unterscheiden. Es sind das die beiden Zellkerne, von denen der eine wurmförmig, der andere elliptisch erscheint. Der übrige Inhalt des Pollenkorns ist ziemlich gleichmässig feinkörnig. Die Pollenkörner fangen nach einiger Zeit zu platzen an, wobei die Kerne zugleich mit dem Inhalt herausgepresst werden. Sehr schön kann man



Fig. 157. Tradescantia virginica. *A* Pollenkorn trocken, *B* in Wasser, *C* junges Pollenkorn in Wasser, die vegetative Zelle zeigend. Vergr. 540.

beide Kerne sehen, wenn man die Pollenkörner in Essigsäure-Methylgrün zerdrückt. Die beiden Zellkerne tingiren sich ungleich stark und erscheinen nicht mehr homogen, sondern wie aus gewundenen Fäden gebildet. Der wurmförmige Kern streckt sich bei seinem Austritt oft bedeutend in die Länge. Bringt man die Pollenkörner in das Essigsäure-Methylgrün, ohne sie zu drücken, so zeigen sich die Kerne in ihrer natürlichen Lage innerhalb des Kerns und zwar der wurmförmige sehr stark, der elliptische kaum gefärbt, so dass es in manchen Fällen Mühe macht den letzteren zu erkennen. Die übrigen Theile des Pollenkorns bleiben in dem Essigsäure-Methylgrün völlig ungefärbt. — Werden die Pollenkörner in Wasser mit einem Tropfen Jodjodkaliumlösung versetzt, so sieht man, nach Zerdrücken der Körner, im hervorgetretenen, gelbbraun tingirten Inhalte zahlreiche kleine, blau gefärbte Stärkekörnchen. — Gehen wir auf die jüngeren Blüthen zurück, nehmen aus 6 mm. grossen Blüthenknospen die Anthere heraus und zerdrücken sie in Wasser, so können wir leicht in einer Anzahl junger Pollenkörner die vegetativen Zellen sehen. Zum Theil werden wir auch noch auf Pollenkörner mit einem Zellkern stossen, dann auf solche wie Fig. 157 *C*, wo der ursprüngliche Zellkern sich getheilt hat und zwei Zellkerne noch dicht an einander liegen. Sie sind aber getrennt durch eine uhrglasförmig gekrümmte Scheidewand, die den einen Zellkern mit sammt ein wenig Protoplasma umschliesst. Diese flache, im Grundriss fast kreisförmige Zelle liegt stets an der flacheren, der späteren Falte entgegengesetzten Seite des Pollenkorns. In etwas älteren Blüthenknospen kann man sehen, dass sich die vegetative Zelle von der Wand des Pollenkorns getrennt hat und frei im Inhalt des Kornes liegt. Sie hat sich in die Länge gestreckt, entsprechend verschmälert und zugleich an den beiden Enden zugespitzt; mit Ausnahme der beiden Enden wird sie von ihrem Zellkern ausgefüllt.[5]) In fast reifen Pollenkörnern ist die besondere Abgrenzung um den vegetativen Zellkern geschwunden, derselbe liegt somit völlig frei und hat sich noch mehr wurmförmig gestreckt. Der wurmförmige unter den beiden Zellkernen ist somit der vegetative. Die geschilderten Beobachtungen konnten wir an den jüngsten Zuständen in reinem Wasser anstellen, für die älteren Zustände nehmen wir das Essigsäure-Methylgrün zu Hülfe. — Leucojum-Arten verhalten sich ganz ähnlich.

Die Orchideen besitzen zum Theil freie Pollenkörner, so die Gattung Cypripedium, zum Theil zu Tetraden verbundene, so z. B. die Epipactis-Arten oder endlich in grossen Massen, den sogenannten Massulae vereinigte, so z. B. die Ophrydeen. Wir untersuchen Epipactis palustris und sehen, der eben gemachten Angabe gemäss, je vier Pollenkörner vereinigt und meist nach den vier Ecken eines Tetraëders, doch nicht selten auch anders gruppirt. Jedes Korn in der Tetrade hat eine mit netzförmigen Leisten besetzte, gelbliche, cutinisirte Wandung aufzuweisen. Dieselbe widersteht der Schwefelsäure, von der es zunächst roth gefärbt,

dann aber wieder entfärbt wird. Auf der freien Aussenfläche ist jedes der Körner eingefaltet und der eingefaltete Theil der Wandung erscheint glatt, farblos, nicht cutinisirt. Dagegen ist die Wandung cutinisirt auch an den Berührungsflächen der Körner. — Bei Listera ovata ist letzteres hingegen nicht der Fall, die Cuticula nur an der Aussenseite der Tetrade vorhanden. — Querschnitte durch hinreichend junge Blüthenknospen von Epipactis palustris zeigen uns in der einen, median gestellten Anthere vier schmale Pollenfächer; je zwei Fächer sind durch eine dicke Scheidewand getrennt. Von der Aussenkante dieser letzteren lösen sich die Wände der Fächer ab. Unter der Epidermis der Fächerwände liegt auch hier eine Faserschicht aus quer gestreckten Zellen, die im Allgemeinen schraubenförmige Verdickung und nur an der zukünftigen Trennungsstelle von der Scheidewand ringförmige Verdickung zeigen.

Um die Vereinigung in Massulae zu sehen, können wir uns an eine beliebige Orchis- oder Ophrys-Art wenden, oder bei späterer Jahreszeit an Gymnadenia conopsea. An letztere wollen wir uns im Folgenden halten; die Schilderung passt der Hauptsache nach auch auf die andern Ophrydeen. Um uns zu orientiren, wenden wir uns zunächst an eine frisch geöffnete Blüthe und suchen mit einem spitzen Gegenstande, etwa einem zugespitzten Bleistift, in den Eingang zum Sporn zu gelangen. Zu diesem sehr auffälligen, langen Sporn ist die Unterlippe, das Labellum, entwickelt, das in der fertigen Blüthe nach unten gekehrte, eigentlich aber mediane obere Blumenblatt, das nur durch Drehung der Blüthe um 180°, durch „Resupination", zum unteren wurde. Ziehen wir nun den spitzen Gegenstand, den wir in den Eingang des Sporns einführen, wieder zurück, so bringen wir an demselben zugleich die beiden an Stielen befestigten „Pollinien" hervor, vorausgesetzt, dass dieselben nicht zuvor schon durch Insekten entfernt worden sind. Dieselben haften dem Gegenstande fest an, übrigens nicht so fest wie bei vielen andern Orchideen und lassen sich daher meist auch unschwer abstreifen. Durch die Insekten, welche den hier im Sporn abgesonderten Honig aufsaugen, werden die am Rüssel anhaftenden Pollinien in ähnlicher Weise, unabsichtlich, doch mit Nothwendigkeit aus der Blüthe gezogen und in andere Blüthen eingeführt, wo Pollenmassen an der unmittelbar über dem Eingang zum Sporn befindlichen Narbe haften bleiben. Betrachten wir uns nun so ein Pollinium unter dem Simplex, so stellen wir fest, dass dasselbe keulenförmig ist und die Keule aus wachsgelben, länglichen Körnern besteht. Versuchen wir dieselben mit den Nadeln auseinander zu biegen, so sehen wir, dass sie durch elastische Fäden zusammengehalten werden. Nach unten verschmälert sich die Keule in ein gelbes, durchscheinendes Stielchen und dieses endet in einem schmalen, farblosen Gebilde, das die an den Gegenständen anhaftende Klebscheibe ist. — Bei stärkerer Vergrösserung, unter Wasser untersucht, zeigen sich die uns vorhin als längliche Körner erschienenen Massen (Massulae), aus einer

grossen Anzahl fest verbundener polygonaler Pollenkörner gebildet. Die einzelnen Massulae haben ei- bis birnförmige Gestalt, sie erscheinen durch farblose Fäden unter einander verbunden. Die Massulae gehen nach unten mit nicht ganz scharfer Grenze in das aus einer durchscheinenden gelblichen Substanz gebildete Stielchen über, an dem der Ursprung aus Zellen in der Peripherie an den sich zeichnenden Contouren noch annähernd zu erkennen ist. Die farblose Klebscheibe zeigt auch nur noch Andeutungen einer zelligen Structur und führt stark lichtbrechende zähflüssige Schleimtropfen. — Unter concentrirter Schwefelsäure zeigt jede Massula an ihrer Oberfläche eine braun sich färbende, netzförmig gezeichnete Cuticula, dieselbe fehlt im Innern der Massula zwischen den Pollenkörnern. Die Fäden zwischen den Massulae schwinden. Das Stielchen wird entfärbt, dessen ursprünglich zellige Structur tritt deutlich auf und so auch die nämliche Structur am Scheibchen, dessen Substanz sich bald rothbraun färbt. Nach längerer Einwirkung der Schwefelsäure wird auch die Oberfläche des Stielchens rothbraun, der Inhalt der Massulae ziegelroth. Die Fäden zwischen den Massulae, das Stielchen und das Klebscheibchen bestehen aus Substanzen, die wenig bekannt sind und als Viscin zusammengefasst werden. In 25 % Chromsäure schwinden die Fäden zwischen den Massulae rasch, so auch bald die Wandungen der Massulae; das Klebscheibchen wird allmählich in stark lichtbrechende Tröpfchen verwandelt, das Stielchen widersteht länger, doch löst sich schliesslich die ganze Massula auf.

Um uns über den Bau der Anthere von Gymnadenia conopsea zu orientiren, müssen wir auf sehr junge, etwa 4 *mm.* hohe Blüthen zurückgeben. Es ist nur eine Anthere vorhanden, die in der resupinirten Blüthe median nach oben steht. Wir schneiden durch die ganze Blüthenknospe und ordnen die aufeinander folgenden Querschnitte auf dem Objectträger ihrer Reihenfolge gemäss an. Wir sehen, dass die Anthere vierfächerig ist, die beiden Antherenhälften wie gewöhnlich durch das Connectiv, die beiden Fächer in jeder Hälfte durch eine dicke Scheidewand getrennt. Die Massulae zeichnen sich mehr oder weniger deutlich in den Fächern ab. Die Fächerwände sind wie gewöhnlich dreischichtig, die Tapetenzellen haben aber nur geringe Höhe. Abwärts in den Fächern nimmt die Höhe der Tapetenzellen zu und sie erscheinen mit dunkelbraunem, körnigem Inhalt dicht angefüllt. Weiterhin erhalten alle Zellen des Faches, so wie diejenigen der die Fächer trennenden Scheidewand, dasselbe Aussehen, denselben undurchsichtigen Inhalt; letzterer stellt die Substanz vor, welche das Stielchen liefern soll, welches somit aus den Tapetenzellen, dem pollenbildenden Gewebe und dem Gewebe der Scheidewand hervorgeht. Der Querschnitt zeigt jetzt in jeder Antherenhälfte nur einen einzigen rund umschriebenen, mit undurchsichtigen Zellen erfüllten Raum. Gleichzeitig tritt vorn zwischen den beiden Antherenhälften ein Gebilde auf, welches, wie eingehende Untersuchungen lehrten,[7]) einen metamorphosirten Narbenlappen darstellt, der Λförmig gekrümmt ist und der an den beiden untern, umgebogenen Stellen.

durch Metamorphose seiner Zellen, die Klebscheibchen erzeugt. Von diesem Aussehen und Verhalten des oberen Narbenlappens verschafft man sich wohl am leichtesten ein Bild, wenn man eine ganze, etwa 6 *mm.* hohe Knospe unter dem Simplex von der Blüthenhülle befreit und von vorn betrachtet. Man kann da auch bereits deutlich der späteren Dehiscenzlinien der beiden Antherenhälften folgen, welche von der Mittellinie jeder Antherenhälfte aus sich langsam dem eingeschobenen Narbenlappen zuwenden. Querschnitte durch 7 *mm.* hohe Blüthenknospen zeigen uns die Wandung der Fächer bereits auf die Epidermis und eine hypodermale Schicht reducirt; der letzteren fehlen noch die Verdickungsleisten. Anwendung von Schwefelsäure zeigt, dass um die einzelnen Massulae bereits die Cutinisirung der Aussenwandung begonnen hat. — In Querschnitten von Antheren aus neun Millimeter hohen Blüthenknospen sind die beiden, die Pollenfächer trennenden Scheidewände in der Auflösung begriffen; mit den Tapetenzellen zugleich geben sie den Klebstoff her, der die Massulae zusammenhält. Die Cuticula um die einzelnen Massulae ist deutlich netzförmig gezeichnet. Auf nächst älteren Stadien ist die Scheidewand zwischen den Fächern aufgelöst, die vereinigten Fächer werden durch das Messer in der, der Ansatzstelle der Scheidewand entsprechenden Mittellinie geöffnet. In der hypodermalen Faserschicht sind jetzt auch Verdickungsringe aufgetreten und zwar eigenthümlicher Weise nur je einer in dem oberen Ende jeder Zelle. Aus jedem Paar von Pollenfächern geht somit nur ein Pollinium hervor und wird als zusammenhängende Masse aus der reifen Blüthe entfernt. Von Interesse ist es auch noch, einige Querschnitte durch Alcohol-Material auszuführen. In 4 *mm.* hohen Blüthenknospen sieht man da deutlich in jedem Fache die transversal liegenden, die ganze Breite des Faches einnehmenden Gruppen von Pollenmutterzellen. Jede Gruppe ist von einer sich markirenden Haut umgeben. Es sind das die entsprechend vergrösserten Wände der ursprünglichen Urmutterzellen, Archesporzellen. Jede Gruppe umfasst die Nachkommen einer solchen Zelle und bildet eine Massula. Ist die Grösse der Blüthenknospen richtig eingehalten worden, so erscheinen die Pollenmutterzellen entweder schon in Tetraden getheilt, oder in Theilung begriffen. — Querschnitte durch 7 *mm.* hohe Blüthenknospen zeigen uns die Massulae durch Auflösung der Mittellamellen der Urmutterzellwände von einander getrennt, in jedem Pollenkorn der Massulae sind zwei Zellkerne zu sehen. Bei hinreichend starker Vergrösserung ist festzustellen, dass ein Stück eines jeden Pollenkorns durch eine uhrglasförmige Scheidewand abgegrenzt ist und dass diese Scheidewand die beiden Zellkerne trennt. Die Bildung der vegetativen Zelle ist eben erfolgt und hier unschwer zu sehen; doch muss bei der verschiedenen Lage der Tetraden und der Zellen in jeder Tetrade nicht



Fig. 158. Gymnadenia conopsea. Theil einer Massula nach Alcohol-Material; *v* vegetative Zellen. Vergr. 540.

erwartet werden, dass die vegetativen Zellen in allen Pollenkörnern zugleich zu übersehen wären, vielmehr sieht das Bild wie das umstehend beigefügte (Fig. 158) aus. In neun Millimeter hohen Blüthenknospen liegen die beiden Zellkerne bereits frei in dem Inhalte jedes Pollenkorns.

Oeffnet man eine zum Aufblühen reife Knospe von Oenothera biennis, so findet man, dass die Antheren bereits aufgesprungen sind und ihren Pollen entlassen haben. Letzterer wird durch viscinartige Fäden zwischen den Antheren gehalten. Streicht man solche Fäden auf einen Objectträger, so erscheinen sie unter dem Mikroskop als äusserst zarte, zum Theil scharf gespannte, zum Theil wellig verschlungene Stränge. Die Pollenkörner sind im trockenen Zustande undurchsichtig, doch fällt ihre dreieckige Gestalt sofort auf. Im Wasser bei stärkerer Vergrösserung zeigen sie sich als abgeflachte, gleichseitig dreieckige Körper mit warzenförmig vorspringenden Ecken. Am Grunde jeder dieser Warzen ist eine ringförmige Verdickung der Pollenhaut zu sehen. Der Inhalt der Pollenkörner erscheint feinkörnig; Zellkerne sind in dem Inhalte des reifen Korns nicht nachzuweisen, auch dann nicht, wenn die Körner in Essigsäure-Methylgrün zerquetscht werden. In Schwefelsäure nimmt die Pollenhaut eine rothbraune Färbung an. Dabei hebt sich vom Körper des Pollenkorns, Falten bildend, eine äussere, dünne, gelbgefärbte Schicht von einer inneren, dickeren, rothbraunen Schicht ab. Beide Schichten vereinigen sich in den Wänden der Warzen. Von den Seitenwänden der Warzen springen feine Zähne nach innen vor, so dass diese Wände wie porös erscheinen. Die Scheitel der Warzen werden durch die Schwefelsäure aufgelöst. Die feinen, die Pollenkörner verbindenden Fäden widerstehen dem Wasser, der Schwefelsäure und der Kalilauge und sind auch in Alcohol unlöslich. Werden die Körner mit 25 % Chromsäure behandelt, so löst sich alsbald ihre Haut und zwar die stark cutinisirten Theile etwas früher als die nicht oder doch nur schwach cutinisirten, die als farblose, gequollene Kappen auf den vorspringenden Warzen des Inhalts verbleiben. Weiterhin werden diese auch gelöst und es widerstehen der Chromsäure schliesslich auch die Viscinfäden zwischen den Körnern nicht. Von der Narbe einer älteren Blüthe lassen sich Pollenkörner abspülen, die bereits Schläuche getrieben haben. Die Schlauchbildung erfolgt gewöhnlich nur aus einer Warze. Die Membran des Schlauches geht continuirlich in die Seitenwände der Warze über, ein besonderes gegen die Aussenhaut abgegrenztes Intinium ist nicht vorhanden.*) Statt Oenothera kann auch ein Epilobium oder eine Fuchsia zur Untersuchung dienen.

Oeffnen wir eine zum Aufblühen reife Knospe von Campanula rapunculoides, so treten uns in derselben auf sehr kurzen, farblosen Filamenten die hohen, rosa gefärbten Antheren entgegen. Die Filamente erweitern sich an ihrem Grunde blattartig. An der Aussenfläche der Anthere zeichnet sich das Connectiv als

strohgelber Streifen. In der geöffneten Blüthe sind die Antheren entleert und geschrumpft, die Pollenkörner haften alle an der Oberfläche des mit Sammelhaaren besetzten Griffels. Unter Wasser erscheinen die Pollenkörner farblos; sie sind mit kurzen, ziemlich spärlich vertheilten Stacheln besetzt und mit vier bis sechs kreisrunden Austrittsstellen versehen. In dem in Essigsäure-Methylgrün herausgedrückten Inhalte ist ein, selten auch der zweite Zellkern nachzuweisen. Gleichzeitig färbt sich hier die Pollenhaut schön blau und ihre Structur wird sehr deutlich. Unter jeder Austrittsstelle erscheint, sowohl in Flächenansicht wie im optischen Durchschnitt sichtbar, eine planconvexe Ansammlung farbloser Substanz, welche als locale Wandverdickung anzusehen ist. Diese Substanz, die zur Bildung des Pollenschlauches dient, ist als Innenhaut, Intinium, aufzufassen, doch kommt die Bildung dieser Innenhaut hier nur unter den Austrittsstellen zu Stande. An ihren Rändern sind diese planconvexen Verdickungsmassen mit der Aussenhaut, dem Exinium, verschmolzen. In Schwefelsäure wird das Exinium allmählich rothbraun, seine Structur tritt deutlich vor, während die vorhandenen Theile des Intiniums schwinden.

Die bedeutende Höhe der Antheren und die Leichtigkeit, mit der sich dieselben schneiden lassen, macht die Campanula-Arten zu einem sehr geeigneten Objecte für das Studium der Antheren-Querschnitte. Durch sechs Millimeter hohe Blüthenknospen geführte Querschnitte zeigen uns an den Fächerwänden der Antheren eine niedrige Epidermis, eine höhere hypodermale Schicht, diese beiden mit grünlichen Chromatophoren, die in der hypodermalen Schicht grosse Stärkemassen führen, erfüllt; dann eine Schicht tangential gestreckter, inhaltsarmer, nach innen vorgewölbter Zellen und die Schicht der das ganze Fach auskleidenden, grossen, radial gestreckten, graufarbigen Inhalt führenden Tapetenzellen. Im Fache selbst liegen die jungen, bereits gegen einander befreiten, noch glatten Pollenkörner. Auf dem nächstfolgenden Entwicklungszustand geben die Tapetenzellen ihre Selbständigkeit auf und in acht bis neun Millimeter hohen Blüthen ist ihr Inhalt, Protoplasma wie Zellkerne, gleichmässig zwischen den Pollenkörnern vertheilt; auf der Oberfläche der letzteren sieht man jetzt auch die kurzen, vom umgebenden Protoplasma aus gebildeten Stacheln. Die aus den Tapetenzellen stammenden Zellkerne weisen wir mit Essigsäure-Methylgrün unschwer nach, gleichzeitig färbt sich die Haut der jungen Pollenkörner schön blau. Die innere Schicht der Fächerwände ist verschwunden, die hypodermale Schicht hat noch an Grösse zugenommen. Bei etwa zwölf Millimeter Höhe der Blüthenknospen treten die Verdickungsleisten in der hypodermalen Schicht auf, während ihr Stärkegehalt schwindet. Flächenansichten der fertigen Wand zeigen, dass es sich auch hier um nach aussen offene, U-förmige Leisten handelt. Die Zellen der Faserschicht behalten hier etwas Chlorophyllkörner; vereinzelte Chlorophyllkörner liegen auch in der Epidermis. Die rosa Färbung der Anthere rührt von

den Pollenkörnern her, die aber nur in grösseren Mengen beisammenliegend diese Färbung verrathen. — Die Pollenfächer öffnen sich noch innerhalb der geschlossenen Blüthenknospe und deponiren ihren Pollen auf den Sammelhaaren des Griffels, einzelligen Haaren, mit denen wir uns früher schon beschäftigt haben. Das Oeffnen der Pollenfächer folgt dem Rande der mittleren Scheidewand, so wie in den früher von uns betrachteten Fällen und wäre hier vielleicht nur bemerkenswerth, dass die Faserschicht um das ganze Fach herum, ja selbst innerhalb der Scheidewand entwickelt wird und in ihrem ganzen Verlauf einschichtig bleibt. — Noch in Knospen von zehn Millimeter Höhe halten sich die einzelnen Theile der Blüthe im Querschnitt in ihrer gegenseitigen Lage, und wir

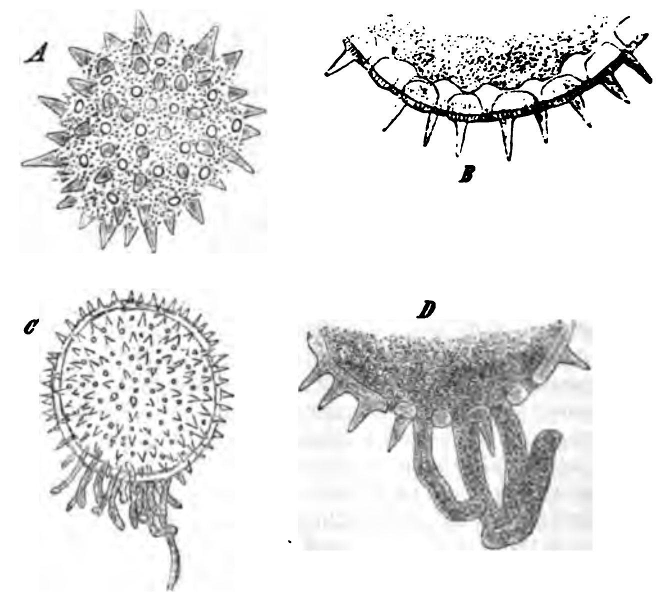


Fig. 159. Malva crispa. *A* Stück eines Pollenkorns von der Oberfläche: *B* Theil eines Querschnittes durch ein Pollenkorn; *C* ein der Narbe entnommenes Pollenkorn mit Schläuchen; *D* Theil eines solchen Pollenkorns im optischen Durchschnitt. *A*, *B* und *D* 540, *C* 240 Mal vergrössert.

haben so vor uns Blüthendiagramme, wie wir sie kaum schöner wünschen können. Zu äusserst ist die verwachsenblättrige (gamopetale) Blumenkrone, deren fünf Kanten durch stärkere Gefässbündel markirt sind, zu sehen; dann folgen fünf mit diesen Kanten alternirende, schon in allen Theilen entwickelte Antheren, dann der Griffel mit bereits fertig ausgebildeten Sammelhaaren.

Wir wollen uns noch einige andere besonders charakteristisch gestaltete Pollenkörner ansehen. Die Malvaceen sind durch auffallend grosse Pollenkörner ausgegezeichnet; wir betrachten diejenigen von Althaea rosea. Im Wasser erscheinen dieselben

kugelrund, undurchsichtig, mit farblosen Stacheln besetzt. Sie werden sehr schön durchsichtig in Carbolsäure und Chloralhydrat, viel weniger in Nelkenöl, noch weniger in Citronenöl. Am besten sind die Präparate in Carbolsäure, so dass wir uns an diese halten wollen. Die Oberflächenansicht derselben zeigt uns, dass die farblose Pollenhaut in annähernd gleichen Abständen mit grossen, spitzen Stacheln besetzt ist. Zwischen diesen sind eingestreut andere stumpfe, kurze, von wechselnder Dicke. Regelmässig vertheilte kreisrunde, rosa erscheinende Oeffnungen durchsetzen die Haut. Die Grundfläche der Haut ist fein punktirt. Der Inhalt des Pollenkorns erscheint gleichmässig feinkörnig. Der optische Durchschnitt des Korns zeigt uns deutlich die Gestalt der grossen und kleinen Stacheln und die die Pollenhaut durchsetzenden Kanäle (Fig. 159 *B*). Ein äusserst zartes, thatsächlich vorhandenes Intinium ist nur als Contour des Inhalts zu verfolgen, es wölbt sich ein wenig papillenartig in die Kanäle des Exinium vor. In concentrirter Schwefelsäure wird das Exinium schön rothbraun gefärbt und zeigt auch seinen Bau sehr deutlich. Zellkerne sind mit Essigsäure-Methylgrün im Inhalte dieser Pollenkörner nicht nachzuweisen. — Wie bei Althaea verhalten sich die Pollenkörner bei den meisten Malvaceen. Bei Malva crispa, einer häufig cultivirten Art, zum Beispiel, sind die Pollenkörner ganz ebenso gestaltet, nur dass die Stacheln der Pollenhaut sich alle gleichen (Fig. 159); zwischen den Stacheln liegen die Austrittsstellen vertheilt, die Haut erscheint ausserdem fein punctirt.

Diese grossen Pollenkörner benutzen wir auch, um Schnitte durch dieselben auszuführen.[9]) Am besten dient hierzu in Alcohol gehärtetes Material, das wir in ein Gemisch von gleichen Theilen Alcohol und Glycerin legen. Wir stellen uns eine dicke Lösung von Gummi her, bringen von dieser Lösung einen Tropfen auf die plan abgeschnittene Endfläche einer Holundermarkstange und setzen dem Gummitropfen Pollenkörner hinzu. Diese werden in das Gummi eingerührt und hierauf der Tropfen bei aufrechter Stellung der Holundermarkstange an der Luft zum Eintrocknen gebracht. Nachdem dieses geschehen, werden mit einem scharfen Rasirmesser Querschnitte durch das Gummi geführt. Die erhaltenen Schnitte dürfen äusserst klein sein, müssen aber sehr geringe Dicke haben. Die Schnitte werden in Wasser oder verdünntes Glycerin gelegt, wo das Gummi sich löst und die eingeschlossenen Pollenkornschnitte befreit. Auf solchen Schnitten lässt sich dann die Structur der Pollenhaut in allen Einzelheiten studiren. Ein solcher Querschnitt von Malva crispa (Fig. 159 *B*) zeigt am Exinium, zu äussert eine dünne, mit Stacheln besetzte Aussenschicht, darauf eine zarte Stäbchenschicht, welche den von der Fläche gesehenen Punkten entspricht und eine dicke, homogene, nach innen convex vorspringende Innenschicht. Das Intinium ist unter den Austrittsstellen angeschwollen, im Uebrigen ein zartes Häutchen. Behandeln wir solche Schnitte mit Chlorzinkjodlösung, so färben sich in derselben die Aussenschicht des Exiniums und der Stacheln kaum, die Verdickungs-

schichten des Exiniums gelbbraun, das Intinium blau. Der Inhalt des Pollenkorns quillt und wird violett, was auf dem Vorhandensein der quellenden und sich färbenden Stärkekörner beruht. Die farblosen wie gefärbten Schnitte lehren bei starker Vergrösserung und sehr geringer Dicke, dass die Poren des Exinium nach aussen durch ein sehr zartes Häutchen, die sich über dieselben fortsetzende Aussenschicht, geschlossen sind. Die zarten Schnitte durch den Inhalt lassen in ganz reifen Pollenkörnern von den zuvor vorhandenen und leicht nachweisbaren beiden Zellkernen nichts mehr erkennen. Letztere sind, so lässt sich wohl annehmen, in sehr kleine Theilstücke zerfallen.

Suchen wir unter dem Simplex die Narben älterer Blüthen von Malva crispa ab, so finden wir an denselben zahlreiche Pollenkörner. Dieselben haben aus der der Narbenfläche zugekehrten Seite zahlreiche Schläuche getrieben. Wird ein solches Korn, dessen Schläuche noch kurz sind, abpräparirt, so kann man leicht feststellen, dass die Schläuche die Austrittsöffnungen des Exiniums passiren (Fig. 159 *C*). Noch schöner zeigt sich dies im optischen Durchschnitt, nachdem das Korn in Carbolsäure durchsichtig gemacht worden (Fig. 159 *D*).

Durch ihre Structur ausgezeichnet sind auch die Pollenkörner der Geraniaceen. Die verschiedenen Arten von Geranium verhalten sich übereinstimmend; wir beziehen uns im Folgenden auf das im Garten jetzt so oft verwilderte Geranium pyrenaicum. Dasselbe zeigt im Wasser ein schwach gelblich-graues Exinium, das von der Fläche betrachtet einen netzförmigen Bau besitzt. Die Wände der Maschen werden von an einander gereihten Stäbchen gebildet. Drei Austrittsstellen sind zu sehen (Fig. 160), an welchen sich je eine farblose Papille hervorwölbt. Im Scheitel jeder Papille ist eine Ansammlung kleiner, farbloser Körner zu bemerken. Die Pollenkörner entleeren alsbald im Wasser, indem eine der Papillen gesprengt wird, ihren körnigen Inhalt. In Citronenöl werden sie entsprechend durchsichtig und zeigen sehr deutlich die Structur ihrer Exine; die Papillen werden nach innen gestülpt. Das ganze Korn erhält in den inneren Theilen der Haut einen bläulichen Schimmer. Die Einstellung auf den optischen Durchschnitt lässt eine homogene Innenschicht der Exine erkennen, der die Stäbchen aufsitzen. Dieselben haben die Gestalt von Spielkegeln, spitzen sich nach innen zu und zeigen im oberen Theile unter einer terminalen Anschwellung eine halsartige Verengung. Diese verengten Stellen zeichnen sich als besondere Lichtlinien in der Exine. Im Inhalte kann man meist zwei kleine Zellkerne unterscheiden. In Nelkenöl werden die Stäbchen durchsichtig, das Bild ist weniger klar. Sehr günstig wirkt wiederum das Chloralhydrat ein. Die Carbolsäure macht zu durch-

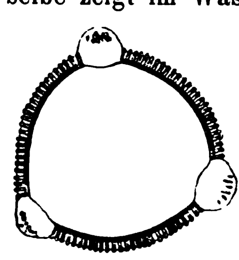


Fig. 160. Geranium pyrenaicum. Pollenkorn im optischen Durchschnitt unter Wasser. Vergr. 380.

sichtig, gewährt aber einen ganz bestimmten Vortheil: die Papillen werden nämlich in derselben nicht eingezogen und verrathen klar ihre innere Structur. Der äussere, die Körnchen führende Theil der Papillen wird sehr durchsichtig, so dass die Körnchen in demselben nicht mehr zu unterscheiden sind; man sieht, dass er sich stark verjüngend im Umkreis in den stäbchentragenden Theil der Exine übergeht. Scharf von diesem äusseren Theile unterschieden ist der homogene, stark angeschwollene innere Theil der Papille, der an seinen Rändern sich in eine sehr zarte, den ganzen Inhalt des Pollenkorns umgebende Intine fortsetzt. Die innere Grenze der Intine ist in diesen Präparaten übrigens nicht scharf. — Fügen wir zu dem Wasserpräparat Jodlösung hinzu, so sehen wir die Körner in dem Scheitel der Warzen sich dunkelblau färben. Dieselben sind somit Stärke, ebenso ist reichlich Stärke in dem hervortretenden Inhalte der Pollenkörner vorhanden. In Schwefelsäure wird die Exine rothbraun, es treten farblose Oeltropfen aus derselben hervor.

Die Entwicklungsgeschichte lehrt, wie ergänzend hinzugefügt sei, dass die Stellen des Exiniums, die als Austrittsstellen dienen sollen, nicht cutinisiren, später quellen, und ein Theil ihrer inneren Substanz sich hierauf in Körnchen verwandelt. Der Protoplasmaleib des Kornes umgiebt sich kurz vor seiner Reife in seinem ganzen Umfange mit einer neuen, nicht cutinisirten Haut, dem Intinium. Dieses ist unter den gequollenen Austrittsstellen des Exiniums dicker. Es wölbt sich hierauf gegen dieselben vor, um sie grösstentheils zu verdrängen.

Viele Geranium-Arten sind dadurch ausgezeichnet, dass die innere, zusammenhängende Schicht ihres Exiniums in den aufhellenden Medien eine schön blaue Färbung annimmt. Diese Färbung zeigte sich bei Geranium pyrenaicum nur als schwach blauer Schimmer. Das Pollenkorn von Geranium pratense stimmt mit demjenigen von Geranium pyrenaicum im Bau überein, unter Carbolsäure erscheint aber die Innenschicht des Exiniums, das Intinium und die mit Körnchen erfüllten Warzen des Exiniums schön indigoblau gefärbt. Bald beginnen sich an der Innenschicht des Exiniums entsprechend blaue, ölartige Tröpfchen zu bilden und zwischen den Stäbchen der Aussenschicht des Exiniums hervorzutreten; hier verschmelzen sie zu grösseren Tropfen; während ihres Austrittes sieht man aber die ganze Pollenhaut sich entfärben. Die Färbung derselben rührt somit von dem entsprechend tingirten Oele her, welches auch den mit blossem Auge betrachteten Pollenkörnern die stahlgraue Färbung verleiht.

Mit die grössten der existirenden Pollenkörner sind diejenigen der Mirabilis-Arten. An dem Pollen von Mirabilis Jalapa ist unter Wasser wenig zu sehen. Deutlicher schon wird das Bild nach dem Zerdrücken der Körner, sehr schön, wenn wir die Körner nach dem schon erprobten Verfahren in Carbolsäure bringen. Die Exine zeigt runde, gleichmässig vertheilte, sich nach innen erweiternde

Oeffnungen, die Austrittsstellen. Jede Oeffnung erscheint bei tieferer Einstellung von einem sich besonders markirenden Rahmen umgeben, der, wie der optische Durchschnitt zeigt, von dem in die Oeffnung des Exiniums vordringenden, hier ziemlich stark verdickten Intinium gebildet wird. Die Oberfläche des Exiniums ist mit kurzen Stacheln besetzt. Ausserdem erscheint das Exinium von feinen Poren durchbrochen. Im optischen Durchschnitt lässt das Exinium deutlich eine innere und äussere Schicht erkennen. Nur die äussere besitzt die feinen Poren und zeigt sich mit der inneren nur durch kurze Stäbchen verbunden. Bei Flächeneinstellung erscheinen diese Stäbchen als runde Flecke, die bei Veränderung der Einstellung in dem Augenblicke auftreten, wo die feinen Poren des Exiniums schwinden. Die zwischen den Austrittsstellen gelegenen Theile der inneren Schicht springen halbkugelig nach innen vor. — In Chloralhydrat wird ein gelb sich färbendes Oel gut sichtbar und der optische Durchschnitt zeigt, dass es die Zwischenräume zwischen der inneren und äusseren Schicht des Exiniums erfüllt.

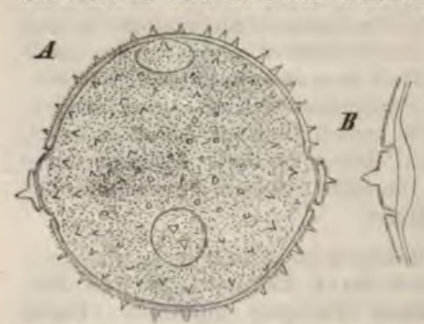


Fig. 161. *A* Cucurbita Pepo. Ganzes Pollenkorn in Flächenansicht und zum Theil auch im optischen Durchschnitt, nach einem Citronenöl-Präparat. Vergr. 240. *B* Cucurbita verulosa, Theil eines Querschnittes durch das Pollenkorn. Vergr. 540.

Die grossen Pollenkörner der Cucurbita-Arten (Fig. 161 *A*) haben sich von jeher der besonderen Berücksichtigung erfreut, wegen der Deckel, welche die Austrittsstelle in dem Exinium schliessen. In Wasser treten gelbe Oeltröpfchen aus der Oberfläche des Exiniums hervor, die Körner entleeren alsbald ihren Inhalt und der Bau der Haut wird dann deutlich. Das Exinium ist mit regelmässig vertheilten grossen und zwischen diesen mit sehr zahlreichen kleinen Stacheln besetzt. Die Austrittsstellen sind rund, die Deckel durch das papillenartig vorgewölbte Intinium einseitig oder vollständig emporgehoben. Der Deckel hat den Bau des angrenzenden Exiniums und trägt ein oder einige Stacheln. Sehr gute Bilder erhält man in Citronenöl, wenig brauchbare in Nelkenöl. Andererseits sind die Bilder in Chloralhydrat denjenigen in Carbolsäure vorzuziehen. In einem Worte: für jedes einzelne Object ist das günstigste Aufhellungsmittel durch Versuche zu ermitteln. An den Citronenöl- und Chloralhydrat-Präparaten stellen wir auf optischen Durchschnitten die Lage der Deckel innerhalb des Exinium fest, in welches sie sich mit nach innen etwas erweitertem Grunde eingekeilt finden. Unter dem Deckel ist die Anschwellung des Intinium zu sehen. In Schwefelsäure werden die Oeltropfen an dem Exinium blau. Das Exinium bräunt sich langsam. Die Deckel werden durch den hervorquellenden Inhalt abgestossen. In 25 % Chrom-

säure wird alsbald die ganze Pollenhaut gelöst; das Intinium widersteht etwas länger und ist im Augenblick, wo das Exinium schwindet, als stark gequollene, homogene Haut zu verfolgen. Das Pollenkorn hat sich zuvor entleert, wodurch die Beobachtung des Intiniums noch wesentlich erleichtert wird. In der Schwefelsäure ist hingegen das Intinium sofort gelöst worden, das Exinium bleibt erhalten, der hervorgetretene Inhalt des Pollenkorns färbt sich wie in andern Fällen allmählich rosa. — Den vollständigsten Einblick in den Bau der Haut erhalten wir auch hier auf Querschnitten, die wir uns leicht in der schon bekannten Weise darstellen können. Der Querschnitt (Fig. 161 *B*) zeigt deutlich die Insertion des Deckels, seine Zugehörigkeit zum Exinium und die Ausbildung des Intiniums.

Von zusammengesetzten Pollenkörnern der Dicotyledonen sehen wir uns zunächst diejenigen von Calluna vulgaris an. Die Körner sind zu je vier vereinigt und meist tetraëdrisch gruppirt. Die Pollenhaut zeigt nur schwache Erhabenheiten und meist drei Austrittsstellen für jedes Korn. Diese Austrittsstellen stossen an die Trennungswände der Körner und treffen in den benachbarten Körnern auf einander, zusammen je eine spindelförmige Figur bildend. Solche spindelförmige Doppelaustrittsstellen sind normaler Weise in Sechszahl in der Tetrade vorhanden. In Schwefelsäure wird die Tetrade rothbraun, die Austrittsstellen erscheinen in den zusammengeschrumpften Körnern als schmale helle Streifen. — Wie Calluna verhalten sich im Wesentlichen die Erica-, Azalea- und Rhododendron-Arten. An dem in Gärten häufigen Rhododendron ponticum oder einem anderen Rhododendron oder auch einer Azalea sehen wir uns den Bau der Anthere an. Schon mit dem blossen Auge können wir constatiren, dass die Antheren hier nicht longitudinal aufspringen, sondern sich mit zwei Poren an ihrem Scheitel öffnen. Je zwei Fächern einer Seite entspricht ein Porus. Eine longitudinale Furche zeigt aber an jeder Antherenhälfte die Linie an, in der sonst die Fächerwände sich von einander und der mittleren Scheidewand zu trennen pflegen. Die Insertionsstelle des Filaments an der Anthere ist hoch aus der Aussenfläche derselben hinaufgerückt. Die beiden Antherenhälften sind oberhalb dieser Insertionsstelle gegen einander völlig frei. — In einer zur Hälfte ausgewachsenen Blüthe stellen wir, nachdem wir dieselbe geöffnet, mit der Lupe fest, dass die Gipfel der beiden im übrigen rosa gefärbten Antherenhälften eine annähernd dreieckig umschriebene, weisse, von einem weissen Saum umrahmte, flache Vertiefung zeigen. Der Gipfel der Anthere, den wir unter dem Simplex mit Nadeln freilegen, zeigt uns, dass der weisse Rahmen dem farblosen Rande der Antherenwandung, die etwas vertiefte Stelle aber dem Scheitel der die zwei Pollenfächer jeder Antherenhälfte trennenden Scheidewand entspricht. An diesen Scheitel der Scheidewand schliesst sich, etwas vorwölbend, die Antherenwandung mit farblosen Zellen an. — Wir führen nunmehr Querschnitte durch junge, erst zum Drittel entwickelte Blüthenknospen und zwar mit dem Gipfel der Anthere beginnend. Wir sehen, dass der Gipfel der Scheidewand aus dünnwandigen

polygonalen Zellen besteht und an diese im Umkreis mit dünnwandigen, rasch aber an Dicke zunehmenden Zellen die Fächerwände ansetzen. Auf tieferen Schnitten erscheint uns jede Antherenhälfte zweifächerig, nach dem gewohnten Typus gebaut. — Querschnitte durch fast reife Blüthenknospen zeigen, dass sich die Fächerwände vorn von der Scheidewand getrennt haben; ihre Insertionsstelle an derselben markirt sich aber äusserlich noch durch eine Furche. Die Scheidewand ist mehr oder weniger geschrumpft. Die Schrumpfung ihres Gewebes am Scheitel hat aber deren Trennung von den Rändern der Antherenwandung und weiterhin die Ausbildung des scheitelständigen Porus zur Folge gehabt. Uebereinstimmend mit dieser Oeffnungsart ist die der Faserschicht entsprechende Zellschicht der Fächerwände hier ohne Verdickungsleisten, die Epidermis ist relativ stark verdickt. In der Insertionshöhe des Filaments fällt uns die Existenz zweier Gefässbündel im Querschnitt der Anthere auf, ein Gefässbündel noch im Filament, das andere im Connectiv. Das veranlasst uns, einen medianen Längsschnitt durch das Staubblatt zwischen den beiden Antherenhälften auszuführen und auf diesem zeigt es sich, dass das aus dem Filament eintretende Gefässbündel nach unten umbiegt, um eine Zeit lang im Connectiv unterhalb der Insertionsstelle des Filaments abwärts zu laufen. Nach oben setzt sich das Connectiv nicht fort, daher die beiden Antherenhälften hier frei enden; es erreicht auch nicht die Basis der Anthere, daher diese ein ähnliches Verhältniss bietet.

Bei Acacia-Arten, ja überhaupt bei Mimoseen,[12]) bilden die Pollenkörner Gruppen von 4, 8, 12 und 16, selbst mehr Zellen, können aber auch vereinzelt auftreten. Die im Sommer blühende, in den Gärten verbreitete Acacia retinoides Schlecht. diene hier als Beispiel, sie kann aber auch durch die meisten anderen Mimoseen ersetzt werden. Sie zeigt 16 zellige Complexe von linsenförmiger Gestalt, das überhaupt bei Mimoseen verbreitetste Verhalten. Die Mitte der Linse nehmen acht würfelförmig angeordnete Zellen ein, die von acht Zellen, die den Rand der Scheibe bilden, umrahmt werden. Die Pollenhaut ist glatt, von geringer Dicke. In der Mitte der freien Aussenfläche eines jeden Korns wird ein annähernd quadratisches Feld von einem schmalen, hellen Rahmen umfasst. Der helle Rahmen repräsentirt schwächer cutinisirte Stellen der Pollenhaut und ist auch im optischen Durchschnitt sichtbar. Schwefelsäure ruft eine gelbbraune Färbung der ganzen Pollenhaut hervor und zeigt gleichzeitig dass dieselbe stärker verdickt ist an der freien Aussenseite. Der hellere Rahmen an der Aussenseite tritt deutlich hervor. — Hinzugefügt sei, dass die Entwicklungsgeschichte gezeigt hat, dass jede Pollengruppe auf eine Urmutterzelle (Archesporzelle) zurückzuführen sei. Diese Urmutterzellen sind durch Zwischengewebe von einander getrennt, so dass die vier Antherenfächer in so viel über einander stehenden Kammern (in je zwei bei der von uns untersuchten Art) getheilt erscheinen, als Pollengruppen schliesslich vorhanden sind. — Die später blühende Acacia lophantha stimmt fast vollständig mit der A. retinoides überein.

Recht eigenartig liegen die Verhältnisse bei Asclepiadeen, wie wir dies bei Asclepias syriaca constatiren wollen. Wie die Betrachtung fertigen Blüthe schon dem blossen Auge zeigt, besitzt jedes der

fünf Staubblätter einen eigenthümlichen, rosa gefärbten, kapuzenförmigen, mit einem inneren Horn versehenen Auswuchs auf seiner Aussenseite. Dieser Auswuchs functionirt als Nectarium. Die fünf Staubgefässe sind ausserdem in mittlerer Höhe mit dem centralem, bedeutend angeschwollenem Narbenkopf verwachsen. Mit ihren blattartigen Rändern lehnen sie sich seitlich an einander und liegen oben dem Narbenkopf an. Am Scheitel der die Antheren seitlich trennenden Spalten sehen wir, in frisch geöffneten Blüthen, einen kleinen, länglichen, schwarzen, stark glänzenden Körper. Fassen wir denselben mit der Pincette und ziehen ihn hinaus, so bringen wir gleichzeitig zwei keulenförmige gelbe Pollinien aus den Antheren hervor. Wir erlangen dasselbe, wenn wir die Spitze einer Nadel in den Spalt zwischen zwei Staubblätter stecken und sie scheitelwärts bewegen. — Wir betrachten zunächst die befreiten Pollinien unter dem Mikroskop. Die Keulen zeigen sich gebildet aus polygonalen Pollenkörnern. Sie sind befestigt an schmalen, entsprechend gekrümmten, bräunlich gelben Bändern, die ihrerseits an den dunkelbraunen Körper ansetzen. Der braune Körper ist kegelförmig, an der Basis von zwei Seiten her etwas zugeschärft. Insekten, welche die Blüthen besuchen, um den Honig in den Nectarien zu sammeln, gerathen leicht mit den Füssen in die zwischen den Staubblättern befindlichen Spalten, indem sie nun den Fuss aufwärts ziehen, kommen sie unter den Klemmkörper und bringen sammt diesem die Pollinien aus den Blüthen hervor. Gerathen sie nun mit demselben Fuss in einen andern Spalt, so zwängen sie in denselben auch die Pollinien ein, die auf diese Weise zu den an der Unterseite des Narbenkopfs befindlichen, bestäubungsfähigen Stellen gelangen. Die Einzwängung der Pollinien wird zwar auf derselben Blüthe erfolgen können, thatsächlich aber eine Uebertragung auf andere Blüthen in den meisten Fällen eintreten, denn die Pollinien stehen im Augenblicke, wo sie herausgezogen werden, stark aus einander und erst, indem die Bänder, an welchen die Pollinien befestigt sind, an der Luft eintrocknen und sich drehen, führen sie die beiden Pollinien an einander. Erst dann, somit nach einiger Zeit, können die Pollinien in einen Spalt eingeführt werden. Beim Aufwärtsziehen des Fusses klemmt sie das Insekt (Bienen und Hummeln) fest in den Spalt ein und reisst dann den Fuss mit einem Ruck los; die Pollinien bleiben in dem Spalt, der Klemmkörper mit den Bändern an dem Fuss des Insekts.[13]) In Schwefelsäure werden die Pollinien orangeroth, die die einzelnen Pollenkörner trennenden Wände zeichnen sich deutlich; an der Oberfläche zeigt sich das Pollinium von einer gemeinsamen dickeren Haut umgeben; die Bänder werden braun und verrathen zugleich ihren Ursprung aus polygonalen Zellen; die Klemmkörper bleiben undurchsichtig. Deutlicher wird der ganze Bau in concentrirter Chromsäure; es beginnt in dieser alsbald die Lösung der Bänder, während die Klemmkörper sehr lange der Chromsäure widerstehen. Den besten Einblick in die Structur der Klemmkörper gewinnt man in Carbolsäure, in der sie durchscheinend werden. Da zeigt es sich, dass der Klemmkörper inwendig hohl ist, auf der einen Seite median bis zum Gipfel aufgeschlitzt; auch wird jetzt sein Ursprung aus langgestreckten, schmalen, senkrecht zur Längsaxe gestellten Elementen kenntlich. — Den Bau der Antheren sehen wir uns auf Quer-

schnitten an und zwar beginnen mit kleinen, ohne Stiel etwa drei Millimeter hohen Blüthen. An den aufeinanderfolgenden Querschnitten, die sehr leicht zu führen sind, stellen wir fest, dass die Antheren hier in der That nur zweifächerig sind, das heisst, nur je ein Fach in jeder Hälfte besitzen. Das Connectiv geht zwischen den beiden Fächern nach innen in eine sich keilförmig erweiternde Scheidewand über, die mit ihrer Innenfläche dem Narbenkopf anliegt. An ihren Rändern setzt sich die Anthere in einen flachen Saum fort. Auf tiefer liegenden Schnitten sehen wir diesem Saum zwei innere Leisten entspringen. Die an die Pollenfächer anstossende erreicht alsbald den Narbenkopf und verschmilzt mit demselben. Zwischen je zwei solchen, den benachbarten Antheren gehörigen Leisten liegt der empfängnissfähige Theil des Narbenkopfs. Auf nächst tieferen Schnitten trennen sich die Antheren wieder von dem Narbenkopf und zeigen sich an ihren Innenrändern seitlich mit einander verbunden. Die Insertionsstelle der Nectarien an der Aussenfläche der Antheren liegt noch tiefer. — Die Pollenmutterzellen in den Fächern sind von einer Schicht grosser gelbbräunlicher Tapetenzellen umgeben. An einer schräg nach innen gelegenen Stelle sind die drei Schichten der an die Tapetenzellen grenzenden Fächerwand auf eine sehr geringe Dicke zusammengedrückt. — Ohne Stiel sieben Millimeter hohe Blüthenknospen, zu denen wir gleich übergehen wollen, zeigen die Querschnitte bereits geöffneter Pollenfächer. Es sind die ganzen inneren Wände der Fächer und ein nicht unbedeutender Theil der dieselben umgebenden Gewebe aufgelöst worden, so dass die Antheren mit einer relativ schmäleren, sich am inneren Rande rasch keilförmig erweiternden, medianen Scheidewand an den Narbenkopf stossen und die Pollenmassen in nach innen offenen Höhlungen liegen. Von Tapetenzellen ist naturgemäss auf diesem Entwicklungszustande nichts mehr zu sehen. Diese Beobachtungen mögen uns zur Orientirung genügen; wir haben durch dieselbe festgestellt, dass bei Asclepias in der That zweifächerige Antheren vorliegen. Auf die Entwicklungsgeschichte der die Pollenmassen benachbarter Fächer der Antheren verbindenden Bänder und Klemmkörper wollen wir hingegen verzichten. Es genüge für uns die Angabe, dass diese Gebilde aus metamorphosirten Zellen hervorgehen, die ähnliche Veränderungen erfahren haben, wie etwa die Zellen, welche die Stiele und Klebscheiben an den Pollinien der Orchideen bilden. — Um übrigens über den Bau der ganzen Blüthe orientirt zu sein, halbiren wir dieselbe noch median mit dem Rasirmesser und sehen uns die Schnittfläche mit der Lupe an. In der Mitte der Blüthe stehen zwei Fruchtknoten, von denen im Schnitt eventuell nur einer sichtbar, die sich nach oben in je einem kurzen Griffel verschmälern. Die beiden Griffel zusammen tragen den einen grossen Narbenkopf, an welchem von oben eine Linie zu sehen ist, welche die beiden je einem Griffel zugehörigen Hälften trennt. Das Verhältniss der Nectarien zu den Staubblättern und letzterer zum Narbenkopf ist aus dem Längsschnitt auch leicht zu ersehen.

Zum Schluss wollen wir noch einige künstliche Aussaatversuche von Pollenkörnern machen. Wir stellen uns eine 15% Zuckerlösung in Brunnenwasser her, bringen Tropfen derselben auf Deckgläser und streuen in diese

Pollenkörner ein. Wir beginnen mit Tradescantia, thuen übrigens am besten, gleich mit einer grösseren Anzahl von Pflanzen-Arten den Versuch anzustellen. Die Deckgläser werden nach erfolgter Aussaat umgekehrt und mit den Rändern auf die schon oft von uns benutzten, mit Wasser vollgesogenen Papprahmen gelegt. Eine Anzahl Körner treibt Schläuche, von denen einige nach drei Stunden bis zu einem Millimeter Länge erreicht haben können. Die Schläuche wachsen aus den Polen des Korns, somit an den beiden Enden der Falte hervor. Oft werden zwei angelegt, dann aber nur einer weiter entwickelt; meist wird von Anfang an nur einer gebildet. In diesen Schläuchen ist die Protoplasmaströmung zu sehen, die beiden Kerne des Pollenkornes werden mit in den Schlauch eingeführt, wobei sie sich oft sehr bedeutend strecken. Setzt man einem solchen Präparat einen Tropfen Essigsäure-Methylgrün hinzu, so treten die Kerne schärfer hervor. Nach spätestens einem halben Tage findet man alle Schläuche abgestorben, die meisten sind an ihrer Spitze geplatzt und haben ihren Inhalt entleert, manche sind zuvor an ihrer Spitze angeschwollen.

Die Bildung der Pollenschläuche[14]) in Zuckerwasser gelingt bei vielen Pollenkörnern andrer Monocotyledonen noch weit besser als bei Tradescantia, bei manchen ist sie hingegen überhaupt nicht zu erzwingen. Für jede Species ist aber die Concentration der Zuckerlösung erst auszuprobiren, dieselbe kann zwischen ein bis vierzig Procent schwanken. Manche Pollenkörner treiben ihre Schläuche bei sehr verschiedenen Concentrationen, andere hingegen sind für den Concentrationsgrad sehr empfindlich. — Sehr gut lassen sich die Pollenkörner der Allium-Arten in 3% Zuckerlösung cultiviren. Die Körner sind im Wesentlichen so wie diejenigen von Hemerocallis gebaut, nur kleiner. Die Schläuche treten aus dem, im trocknen Zustande des Kornes eingefalteten, nicht cutinisirten Bande hervor, sich den Polen des Korns näher haltend. Die zwei wurmförmigen Zellkerne treten in den Schlauch, der in der Cultur eine so bedeutende Länge erreichen kann, dass nach rückwärts gelegene Partieen sogar durch pfropfförmige Verdickungsmassen abgeschlossen werden. Es geschieht dies jedesmal dann, wenn ein Schlauchtheil von dem, in der Richtung zum Scheitel fortschreitenden Protoplasma völlig entleert wird. Die Pollenkörner von Tulipa Gesneriana treiben in 1 bis 3% Zuckerlösung. Leucojum aestivum treibt sehr leicht und rasch Schläuche in 3 bis 5% Zuckerlösung. So auch Narcissus poëticus in derselben Lösung. Convallaria majalis in 5 bis 20% Lösung. Iris sibirica in 30 bis 40% Lösung. — Auch aus den Massulae der Orchideen lassen sich in 5 bis 10% Zuckerlösung Schläuche erziehen, doch meist erst nach 20 bis 40 Stunden. Dabei ist zu constatiren, dass der an seinem grösseren Kernkörperchen kenntliche Zellkern der grösseren Pollenzelle vorausgeht, der vegetative Zellkern mit kleinerem Kernkörperchen folgt nach. — Unter den Dicotylen keimen vielleicht die Pollenkörner von Torenia asiatica am besten; in 10% Zuckerlösung haben sie nach zwei Stunden Schläuche getrieben und wachsen so rasch, dass man die Spitze des Schlauches bei starker Vergrösserung direct durch das Gesichtsfeld fortrücken sieht. Aehnlich verhalten sich in 3 bis 10% Zuckerlösung Gloxinia-Arten, in 1% Papaver-, in 1 bis 20% Sedum-Arten. Viola tricolor in 30%, Ampelopsis hederacea in 20 bis 30%.

Anmerkungen zum XXX. Pensum.

[1]) Zu Staubblatt und Pollen vergl. v. Mohl, Ueber den Bau und die Formen der Pollenkörner 1834. — Fritsch, Ueber den Pollen. Mém. de sav. étrang. 1836. — Naegeli, Zur Entwicklungsg. d. Poll. bei den Phan. 1842. — Schacht, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. II, pag. 109. — Warming in Hanstein's bot. Abh. Bd. II, Heft II. Strasburger, Befr. u. Zellth. pag. 15 und Bau der Zellhäute pag. 86. — Elfving, Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XIII, pag. 1. — Goebel, Grundz. d. Syst. etc. pag. 398. — Lürssen, Grundz. d. Bot. III. Aufl., pag. 359; Med. Pharm. Bot. Bd. II, pag. 198. — Prantl, Lehrb. d. Bot. IV. Aufl., pag. 192. In den citirten Schriften die übrige Literatur.

[2]) Sachs, Bot. Ztg. 1862, pag. 242.

[3]) Warming in Hanstein's bot. Abhandl. Bd. II, Heft II. — Goebel, Grundzüge, pag. 409.

[4]) Vergl. Strasburger, Archiv f. mikr. Anat. XXI. Bd. und separat: Ueber den Theilungsvorgang der Zellkerne, pag. 20.

[5]) Vergl. hierzu auch Elfving, Jenaische Zeitschr. f. Naturwiss. Bd. XIII, pag. 12.

[6]) Hofmeister, Abh. d. math. phys. Cl. d. kl. sächs. Gesell. d. Wiss. Bd. V, pag. 646.

[7]) Vergl. Th. Wolf, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IV, pag. 261. — Engler, ebendaselbst pag. 291.

[8]) Strasburger, Bau d. Zellh., pag. 95; dort auch die Entwicklungsgeschichte.

[9]) Vergl. Schacht, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. II, pag. 110.

[10]) Strasburger, Zellhäute, pag. 90, dort die übrige Literatur.

[11]) Strasburger, Zellhäute, pag. 93 ff.

[12]) Rosanoff, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IV, pag. 441. — Engler, ebend. Bd. X, pag. 277. Dort die übrige Literatur.

[13]) Vergl. Hermann Müller, die Befr. d. Blüthen durch Insekten, pag. 334, dort die übrige Literatur.

[14]) Vergl. hierzu Strasburger, Befr. u. Zellth., pag. 22. — Elfving, Jen. Zeitschr. f. Naturwiss. Bd. XIII, pag. 1.

XXXI. Pensum.

Wir orientiren uns zunächst ganz im Allgemeinen über den Bau des Fruchtknotens.[1]) Zu diesem Zwecke eignet sich sehr gut eine Ranunculacee, zum Beispiel Delphinium Ajacis, der Garten-Rittersporn. Wir wählen eine alte Blüthe, von der die Blumenblätter und Staubgefässe sich leicht entfernen lassen und betrachten die in centraler Lage stehen gebliebenen drei Stempel oder Pistille. Schon die äussere Betrachtung lässt an dem Stempel unterscheiden den unteren, grünen, angeschwollenen Theil: den Fruchtknoten (Germen, Ovarium) und den schmalen, hier rosa gefärbten Theil, in den sich der Fruchtknoten verengt: den Griffel (Stylus). Dieser endet mit der Narbe (Stigma), die in diesem Falle nicht besonders abgesetzt ist und einfach nur den Griffel abschliesst. — Wir stellen nun Querschnitte durch alle drei Fruchtknoten zugleich dar und betrachten sie bei schwacher Vergrösserung, eventuell unter Zusatz von ein wenig Kalilauge. Der Querschnitt (Fig. 162) zeigt uns für jeden Fruchtknoten eine einzige Höhle. Augenscheinlich ist es ein einziges Fruchtblatt oder Carpellblatt, das je einen solchen Fruchtknoten bildet. Das Fruchtblatt denken wir uns nach innen zusammengeschlagen und seine Ränder hier verwachsen. Auf einen solchen Ursprung deutet auch noch die „Bauchnaht" hin, die wir thatsächlich in der Mediane des Fruchtknotens an seiner nach der Mitte der Blüthe gekehrten Fläche finden. Ein solcher von einem Fruchtblatt gebildeter Fruchtknoten ist ein monomerer; wenn eine grössere Anzahl solcher monomerer Fruchtknoten in einer Blüthe vereinigt ist, so wie es in unserem Beispiele der Fall, so ist die Blüthe polycarpisch. Die Fruchtknoten sind hier bis auf ihren Grund frei und nur mit der Basis dem „Blüthenboden" inserirt, sie heissen daher oberständig. Der ganze weibliche Geschlechtsapparat der Blüthe, er mag aus einem oder zahlreichen Stempeln bestehen, wird aber als Gynaeceum bezeichnet. — Unsere Querschnitte zeigen

Fig. 162. Delphinium Ajacis. Querschnitt durch einen Fruchtknoten. *o* Fruchtknotenwand; *v* Gefässbündel in derselben; *p* Placenta; *s* Samenanlage. Vergr. 18.

leicht die Furche an der Bauchseite und bei stärkerer Vergrösserung können wir die Epidermis der Aussenseite an dieser Stelle durch die ganze Dicke der Wand verfolgen und sich in die Epidermis der Fruchtknotenhöhle fortsetzen sehen. Interessant ist es, dass auch diese innere Epidermis Spaltöffnungen besitzt. Die Fruchtknotenwandung wird von einer Anzahl Gefässbündel durchzogen, von denen sich die meisten an der Rückenseite, einige nahe den Rändern des Fruchtblattes an der Bauchseite zeigen. Die Ränder des Fruchtblattes sind ein wenig angeschwollen und bilden nach der Fruchtbodenhöhle zu die Placenten (*p*). Von diesen entspringen die Samenknospen (Ovula) (*s*), der Zahl der Placenten entsprechend, in zwei Reihen. Mit den Samenknospen wollen wir uns später beschäftigen und heben zu diesem Zweck unsere Präparate auf.

In der Blüthe von Butomus umbellatus finden wir wie bei Delphinium eine grössere Anzahl von Fruchtknoten und zwar sechs, allein diese Fruchtknoten sind nur noch in ihrer oberen Hälfte frei, in der unteren Hälfte sind sie seitlich mit einander verwachsen und lassen sich nicht unversehrt isoliren. Der Griffel ist sehr kurz und stellt dessen obere Kante die Narbe dar. Wir führen Querschnitte durch die freien und die vereinigten Theile der Fruchtknoten aus. Das Bild der freien oberen Theile ist im Hinblick auf das Fruchtblatt das nämliche wie bei Delphinium, die einzelnen Fruchtblätter bleiben auch bis an ihren Grund gegen einander abgegrenzt, allein in den unteren Theilen gelingt uns auch an den Querschnitten nicht mehr, die einzelnen Fruchtblätter seitlich von einander intact zu trennen. Wir haben es bei Butomus mit einem Mittelding zwischen polycarpischen und monocarpischen Blüthen zu thun und ist dieses Beispiel geeignet, uns in die mehrfächerigen, aus mehr als einem Fruchtblatt gebildeten Fruchtknoten einzuführen. Ausserdem ist uns aber als Novum eine andre Erscheinung bei Butomus noch entgegengetreten. Die Samenknospen entspringen nicht allein an den Rändern, vielmehr, die Mediane ausgenommen, aus der ganzen inneren Fläche der Fruchtblätter: sie sind „flächenständig". Die ganzen Wände sind mit Samenknospen besetzt und fungiren als Placenten. An der Insertionsstelle jeder Samenknospe ist ein feines Gefässbündel zu sehen, welches die Samenknospe versorgt. Es sind Zweige der stärkeren, tiefer im Gewebe liegenden grösseren Gefässbündel.

Der Fruchtknoten der Liliaceen ist oberständig, wir wählen die Tulpe, Hyacinthe, eine Lilie oder Hemerocallis mit dem gleichen Erfolg zur Untersuchung. Bei der Tulpe sind die drei Narbenlappen sitzend auf dem Fruchtknoten, ohne Griffel. Bei Hyacinthus ist der Griffel kurz, die Narbe klein, schwach-dreitheilig. Bei Lilium der Griffel lang, die Narbe dreitheilig. Bei Hemerocallis der Griffel sehr lang mit ebenfalls dreitheiliger, doch sehr kleiner Narbe. — Querschnitte zeigen uns einen dreifächerigen Fruchtknoten aus drei geschlossenen und mit einander verwachsenen Fruchtblättern gebildet. Hier ist weder seitlich, noch in der

Mitte eine Grenze zwischen den Geweben der einzelnen Fruchtblätter zu erkennen und eine einzige fortlaufende Epidermis deckt das ganze Gebilde von aussen. Drei Fruchtblätter bilden hier somit einen polymeren, dreifächerigen Fruchtknoten. Jedes der drei zu diesem dreifächerigen Fruchtknoten vereinigten Fruchtblätter trägt seinen beiden Rändern gemäss zwei Reihen von Samenknospen, das heisst, die Placenten liegen hier in den inneren Winkeln der Fruchtknotenfächer. Die Placentation ist somit eine randständige, wie bei Delphinium. Da sie aus den der Mitte zugekehrten Winkeln der Fächer entspringt, so wird sie auch noch als centrale bezeichnet. Querschnitte durch den Griffel von Hemerocallis führen uns einen mittleren dreieckigen Gang, den „Staubweg", in demselben vor. Drei Gefässbündel sind nach den drei Kanten des Staubwegs vertheilt. Ein Längsschnitt durch den Scheitel des Griffels und somit auch durch die Narbe zeigt uns die Oberfläche der letzteren in lange Papillen ausgewachsen. Diese Erscheinung ist an Narbenflächen sehr verbreitet; Hemerocallis bietet aber noch die interessante Erscheinung, dass die Cuticula der Papillen durch Schleimbildung emporgehoben wird. Diese Cuticula ist spiralig gestreift und demgemäss folgt ihre Abhebung einer Schraubenlinie. Zuletzt wird die Cuticula ganz von den inneren Membranschichten abgelöst und eventuell von der Papille ganz abgestossen. — In einer älteren Blüthe findet man die Pollenkörner auf der Narbe und haben dieselben wohl auch Schläuche getrieben, die an den Wänden des Staubwegs weiter wachsen. Die den Staubweg umgebenden Zellen sind bedeutend in die Länge gestreckt und lassen sich sehr leicht von einander trennen.

Im Grunde der Blüthe der Kartoffel, Solanum tuberosum, finden wir einen oberständigen, mit langem Griffel versehenen Fruchtknoten. Der Griffel endet mit einer zweilappigen Narbe von geringer Grösse. Der Querschnitt durch den Fruchtknoten zeigt zwei Fächer. In jedes Fach ragt eine stark angeschwollene Placenta hinein. Sie verräth nicht ihre Zusammensetzung aus den beiden Rändern des entsprechenden Fruchtblattes, ihr Querschnitt erscheint meniskenförmig. Die ganze Oberfläche dieser Placenta ist mit zahlreichen Samenknospen besetzt. In der centralen Erweiterung der Scheidewände liegt jederseits ein Gefässbündelpaar, dessen beide Bündel nach den entsprechenden Seiten hin die Placenten mit Gefässbündelzweigen versorgen. Wir haben es somit bei Solanum mit einem oberständigen polymeren Fruchtknoten zu thun, mit ebenfalls carpellbürtigen, randständigen Samenanlagen.

Bei Papaver Rhoeas, respective einer anderen Papaver-Art ist auch nur ein einziger oberständiger Stempel in der Blüthe vorhanden, derselbe wird von einer etwas wechselnden Anzahl sitzender Narbenlappen gedeckt. Diese Narbenlappen sind seitlich verwachsen, nur am äusseren Rande springen sie frei vor. Jeder Lappen ist längs seiner Mitte mit einer Reihe violetter Papillen besetzt. Der Querschnitt zeigt eine den Nebenlappen entsprechende

Anzahl vorspringender Scheidewände, die aber frei endigen, ohne die Mitte der Fruchtknotenhöhle vollständig zu erreichen. Der Fruchtknoten ist somit einfächerig, mehrkammerig. Er ist aber zugleich polymer, denn er besteht aus so viel Fruchtblättern als Kammern vorhanden sind. Jede vorspringende Scheidewand entspricht den verwachsenen Rändern zweier benachbarter Fruchtblätter. Die Scheidewand bildet seitliche Ausstülpungen, die mit Samenknospen besetzt sind. Diese Scheidewände sind somit als stark vorspringende Placenten und die Samenanlagen auch in diesem Falle als carpellbürtig, randständig aufzufassen. Die Insertion der Placenten wird aber zum Unterschied von der vorhin betrachteten centralen, als wandständige unterschieden, weil die Placenten der Wand des Fruchtknotens entspringen.

In der Blüthe von Linum perenne finden wir einen centralen oberständigen Fruchtknoten, der fünf meist violette Griffel trägt. Diese endigen mit gelben Narben, welche die Gestalt von Antheren haben, so dass man im ersten Augenblicke wohl dazu neigt, sie innerhalb der Blüthe für solche zu halten. Die fünf Griffel alterniren mit fünf Staubblättern, die weisse Antheren tragen und es muss bei Betrachtung zahlreicher Blüthen auffallen, dass einmal die Narben höher, die Antheren tiefer in der Blüthe stehen, dass ein anderes Mal gerade das umgekehrte Verhältniss vorliegt. Wir haben es hier eben mit einer dimorphen Pflanze zu thun und es ist für solche nachgewiesen, dass die in gleicher Höhe stehenden Geschlechtsorgane verschiedener Blüthen am besten sich befruchten. Es sind aber auch thatsächlich die grössten Chancen vorhanden, dass Insekten bei Besuch der Blüthen gleich hoch gelegene Organe mit gleichen Theilen ihres Körpers berühren. Die vorliegende Einrichtung wird somit der Fremdbestäubung dienlich sein. — Die Narbe hat, wie wir schon gesehen haben, die Gestalt einer Anthere und sitzt einseitig dem Griffel, so wie etwa eine Anthere dem Filament an. Ihre ganze freie Oberfläche mit Ausnahme der Insertionsstelle ist mit kurzen, stark keulenförmig angeschwollenen Papillen besetzt, durch Druck lassen sich dieselben leicht von der Narbenfläche ablösen. — Wir stellen Querschnitte durch eine junge Fruchtanlage her, kurz nachdem die umgebenden Blüthentheile abgefallen sind. Es ist eben bequemer, durch diese etwas grössere Anlage zu schneiden, nur darf sie nicht zu alt sein, da sie dann hart zu werden anfängt. Der Querschnitt zeigt uns einen scheinbar zehnfächerigen Fruchtknoten mit sehr schmalen Fächern, in denen das Messer je eine Samenknospe getroffen hat. Bei näherer Betrachtung überzeugen wir uns, dass der Fruchtknoten in Wirklichkeit nur fünffächerig ist und dass fünf der vorhandenen Scheidewände frei endigen, freilich meist den inneren Winkel der Fächer vollständig oder fast vollständig mit ihrem Rande erreichend. Wir haben somit einen fünffächerigen Fruchtknoten vor uns, dessen Fächer durch je eine „falsche Scheidewand" in zwei Kammern getheilt sind. Diese falschen Scheidewände sind Wucherungen aus

der Mediane der Fruchtblätter. Da in jedem Fache nur zwei Samenknospen gebildet werden, so kommt somit jeder Samen in seiner eigenen Kammer zu liegen. Die Samenknospen entspringen den inneren Winkeln und zwar im oberen Theil der Fächer. — Bei Asperifolien und Labiaten werden die zwei Fächer des Fruchtknotens frühzeitig durch falsche Scheidewände in vier vollständige „Klausen" getheilt. Diese sind es, die dem Beobachter nach Entfernung der Blumenblätter, beispielsweise in der Blüthe von Borrago oder einer Salvia-Art entgegentreten. Die vier Klausen wölben sich als gesonderte Höcker vor und zwar bei Salvia so bedeutend, dass sie wie gesonderte Frucktknoten aussehen. Tief zwischen den vier Höckern entspringt der lange Griffel. — Auffallend ist bei Salvia der dicke gelbe Ring (Torus), der den Fruchtknoten an der Basis umgiebt und als Nectarium fungirt.

Der Fruchtknoten von Datura Stramonium ist nach dem Typus der anderen Solaneen, so der vorhin betrachteten Kartoffel, gebaut, doch dadurch auffallend, dass er vierfächerig ist. Bei näherer Betrachtung des Querschnittes zeigt es sich aber, dass auch hier zwei aus der Mediane der beiden Fruchtblätter entspringende Scheidewände „falsch" sind. Die falschen Scheidewände stossen an die Placenten. Diejenigen Scheidewände hingegen, die bis zum Mittelpunkt des Fruchtknotens laufen, sind echt. Sie entsprechen den eingeschlagenen und verwachsenen Seitenflächen der beiden den Fruchtknoten bildenden Carpelle. Nachdem diese die Mitte erreicht, biegen sie in die Fächer ein, trennen sich schliesslich von einander und schwellen an ihren Rändern zu den starken, mit zahlreichen Samenknospen besetzten Placenten an. An diejenige Stelle, an welcher die Carpellränder, seitwärts ausbiegend, sich von einander trennen, setzen die falschen Scheidewände an. Eine Grenze zwischen den Geweben der falschen und der echten Scheidewände ist aber nicht vorhanden, die ersteren gehen continuirlich in die letzteren über. — An seiner Oberfläche ist der Fruchtknoten mit starken Auswüchsen bedeckt, aus denen die Stacheln der Frucht hervorgehen. Merkwürdig sind diese Emergenzen noch besonders dadurch, dass sie mit Gefässbündelzweigen versorgt werden.

Ein oberständiger Fruchtknoten steht in den Blüthen der Primula-Arten. Auch diese sind dimorph und haben kurzgriffelige und langgriffelige, dem entsprechend hoch oder niedrig an der Blumenkrone inserirte Staubgefässe aufzuweisen. Ein median durch den Fruchtknoten geführter Längsschnitt zeigt uns, dass die Blüthenaxe sich in die Fruchtknotenhöhle fortsetzt und hier hutpilzförmig anschwillt. In der Mitte ragt der Hut papillenartig in den Staubweg des Griffels hinein. Die ganze Oberfläche dieser hutförmigen Anschwellung ist mit Samenknospen besetzt. Wir haben es mit einer freien centralen Placenta zu thun. Mit dieser Placenta hängt die Wandung des Fruchtknotens nirgend zusammen. Dies zeigen uns ganz überzeugend die Querschnitte, in welchen die Fruchtknoten-

wandung als freier Ring um die centrale Placenta erscheint. Es fehlen auch an dem Ring die Anhaltspunkte, um die Zahl der die Fruchtknotenwandung bildenden Fruchtblätter zu bestimmen, diese wird aber im Hinblick auf die Zahlenverhältnisse der anderen Blüthentheile und auf den Umstand, dass bei manchen Primulaceen die Fruchtkapsel mit fünf Zähnen an ihrem Scheitel sich öffnet, als fünf angenommen. Bei Primula selbst ist die Zahl der Zähne, mit der die Kapsel sich öffnet, unbestimmt. — Statt der Primula können mit demselben Erfolg Lysimachia- oder Anagallis-Arten zur Untersuchung dienen, sie tragen alle ihre Samenknospen an einer freien centralen Placenta.

Wir untersuchen hierauf eine Polygonee, am besten vielleicht das in Gärten verbreitete Polygonum orientale. Wir sehen an der Blüthe das rosa gefärbte fünfblättrige Perigon, sieben Staubgefässe und mit diesen alternirend eben so viel kleine, gelbe Nectarien. Im Centrum der Blüthe einen oberständigen, etwas abgeflachten Fruchtknoten, der einen an der Spitze sich gabelig theilenden und zwei Narben tragenden Griffel zeigt. — Wir entfernen die übrigen Blüthentheile und lassen nur den Fruchtknoten am Blüthenstiel. Durch denselben machen wir, indem wir ihn flach zwischen Daumen und Zeigefinger halten, mediane Längsschnitte. Ist der Längsschnitt richtig geführt, so hat er das Aussehen der nebenstehenden Figur. Man kann das Bild mit Kali durchsichtiger machen. Die Fruchtknotenhöhle wird hier von einer einzigen „terminalen“ Samenknospe (*sm*) erfüllt, die in der Verlängerung der Blüthenaxe steht. Man sieht ein zartes Gefässbündel (*v*) durch den Blüthenboden sich bis an den Grund der Samenknospe (den Knospengrund, Chalaza) fortsetzen. Auch in der Fruchtknotenwandung sind nach Kalibehandlung meist leicht die Gefässbündel (*v*) zu sehen. Der Fruchtknoten ist einfächerig, doch lässt die Gabelung des Griffels (*st*) und das Vorhandensein der zwei Narben (*s*) auf zwei Fruchtblätter schliessen. Die Zellen der Narbenoberfläche springen in diesem Falle nur sehr wenig vor, bilden somit keine auffallenden Papillen. — Von Interesse ist es, einen medianen Längsschnitt auch noch durch eine ganze Blüthe zu führen, um den Bau der Nectarien sich hier näher anzusehen. Ist der Schnitt zart genug, so erkennen wir, dass das Nectarium (*n*) aus dünnwandigen, parenchymatischen, etwas gestreckten, und der Streckung gemäss in Längsreihen angeordneten Zellen besteht. Die Zellen führen eine ölige, gelbe Substanz, die dem ganzen Organ die be-

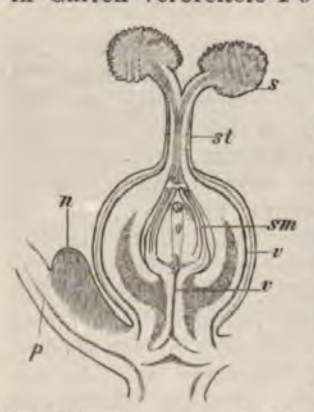


Fig. 163. Polygonum orientale. Längsschnitt durch den Fruchtknoten. *s* Narbe; *st* Griffel; *sm* Samenknospe; *n* Nectarium; *p* Perigonblatt; *v* Gefässbündel in der Fruchtknotenwandung; *v* Gefässbündel, das unter der Samenknospe endet. Vergr. 18.

treffende Farbe verleiht. Das Nectarium erscheint als Auswuchs aus dem Grunde der Perigonblätter, auf deren Oberfläche die longitudinalen Zellreihen hinführen.

Wir untersuchen jetzt einen unterständigen Fruchtknoten, und zwar zunächst denjenigen von Epipactis palustris. Der braune Fruchtknoten liegt unter der Insertion der übrigen Blüthentheile. Wir wählen zum Schneiden eine junge Fruchtanlage, über der die Blumenblätter sich bereits zu bräunen begonnen haben. Die Querschnitte sind sehr instructiv, sie zeigen uns einen einfächerigen Fruchtknoten, der in gleichen Abständen an der Wand drei Doppelpaare von Placenten trägt. Die Placenten spalten sich wiederholt an ihren Rändern und tragen eine grosse Anzahl von Samenknospen. Die Fruchtknotenwandung führt an ihrer Aussenseite sechs vorspringende Rippen, von denen drei den Insertionsstellen der Placenten entsprechen, drei besonders kräftige mit diesen Insertionsstellen alterniren. Jede Rippe ist von einem Gefässbündel, respective einem Gefässbündelcomplex durchzogen, ausserdem liegt noch je ein kleines Bündel an der Trennungsstelle zweier Placenten. Bei einem oberständigen Fruchtknoten, dessen Querschnitt mit dem hier beobachteten völlig übereinstimmen könnte, würden wir keinerlei Bedenken tragen, den Fruchtknoten als aus drei Fruchtblättern gebildet zu betrachten und in den Placentenpaaren die eingeschlagenen Ränder je zweier angrenzender Fruchtblätter zu erblicken. Die drei mit den Insertionslinien der Placenten abwechselnden Rippen würden wir für die Medianen der drei Fruchtblätter erklären. Da es sich nun aber um einen unterständigen Fruchtknoten handelt, so liegt die Sache weniger einfach. Entweder können wir uns nämlich vorstellen, dass der unterständige Fruchtknoten aus der ausgehöhlten Blüthenaxe besteht und nur oben von den Fruchtblättern abgeschlossen wird, dass von letzteren aber die Placenten abwärts sich in die ausgehöhlte Blüthenaxe fortsetzen, oder wir nehmen an, dass die Fruchtblätter mit der ausgehöhlten Blüthenaxe verwachsen sind, in der Wandung des unterständigen Fruchtknotens somit der äussere Theil dem Stengel, der innere den Fruchtblättern angehört. Die letztere Auffassung ist entschieden vorzuziehen, sie hat aber keinen anderen, als einen phylogenetischen Werth, das heisst, wir stellen uns vor, dass der unterständige Fruchtknoten im Laufe der Zeiten so entstanden ist. Thatsächlich fehlen aber an dem Objekte selbst die anatomischen und entwicklungsgeschichtlichen Momente für eine solche Auffassung und wir können uns somit auch damit begnügen, constatirt zu haben, dass der Bau dieses unterständigen Fruchtknotens nicht anders als derjenige eines polymeren, einfächerigen, oberständigen ist. — An Stelle der Epipactis lassen sich mit fast dem nämlichen Erfolg eine Orchis, Ophrys, Gymnadenia, ja die meisten Orchideen überhaupt untersuchen. — Stehen uns reife Fruchtkapseln von Epipactis bereits zur Verfügung, so werden wir bei dieser, sowie bei den meisten anderen Orchideen finden, dass die

Wand der Kapseln mit sechs Längsspalten aufspringt. Die sechs die Spalten trennenden Leisten bleiben am Grunde und am Scheitel des Fruchtknotens vereinigt. Drei derselben sind breiter und fertil, drei schmäler und steril. Die drei sterilen entsprechen den drei median gestellten Rippen, die wir auf dem Querschnitt des Fruchtknotens sahen, sie bilden die sogenannten Zwischenstücke; die drei fertilen Leisten tragen auf ihrer Mitte die Placenten.

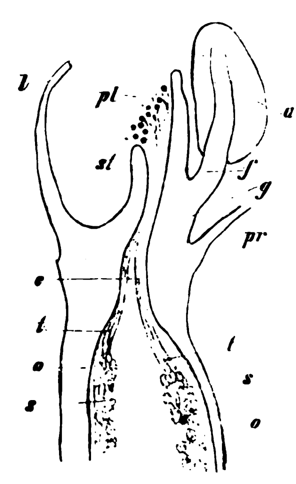


Fig. 164. Längsschnitt durch den oberen Theil einer bestäubten Blüthe von Epipactis palustris. *o* Fruchtknotenwandung; *s* Samenknospen; *l* unterer Theil des als Unterlippe, Labellum, bezeichneten Blumenblattes; *pr* unterer Theil des in der entwickelten Blüthe median nach oben stehenden Perigonblattes; *f* das Filament; *a* die Anthere; *g* der aus Griffel und Filament bestehende Theil, das Gynostemium; *st* oberer Theil des Griffels; *pl* die auf der Narbe befindlichen Pollenkörner; *t* die Pollenschläuche; *c* der mit den Nadeln erweiterte Staubweg. Vergr. 12.

Einen mehrfächerigen unterständigen Fruchtknoten sehen wir uns bei Oenothera biennis oder einer anderen Oenotheree an. Der Fruchtknoten liegt hier ganz tief unten an der Insertionsstelle der Blüthe. Der Querschnitt zeigt vier Fächer. Die Placenten entspringen den inneren Winkeln der Fächer, sie ragen in das Innere des Faches etwas vor und tragen jede zwei bis drei Reihen von Samenknospen. Der Mediane jedes Faches entspricht eine Einsenkung. An diesen Stellen liegen schwache Bündel, ein kräftiges äusseres und ein schwächeres inneres vor den Scheidewänden. Das innere ist durch horizontale Seitenzweige, die der Querschnitt öfters blosslegt, mit den Bündeln verbunden, welche das centrale zwischen den vier Fächern gelegene Gewebe erfüllen. Diese ihrerseits versorgen die Placenten. Die Fruchtknotenwandung führt zahlreiche Raphiden, die, aus ihren Zellen getreten, über den ganzen Schnitt verstreut liegen.

Wir haben bereits wiederholt Pollenkörner, die Schläuche getrieben hatten, von der Narbe abgehoben, wir wollen es nunmehr versuchen, dieselben bis in die Fruchtknotenhöhle hinein zu verfolgen. Wir halten uns für diesen Versuch an Orchideen und führen ihn mit Orchis, Gymnadenia oder Epipactis aus. Bestäuben wir beispielsweise mit dem einer anderen Blüthe entnommenen Blüthenstaub die Narben einer Anzahl Blüthen von Epipactis palustris. Die Pollentetraden beginnen alsbald ihre Schläuche zu treiben und haben nach etwa drei Tagen die Fruchtknotenhöhle erreicht. Innerhalb dieser wachsen sie an den Placenten weiter. Um das eben mitgetheilte zu constatiren, führen wir durch die betreffenden Blüthen drei bis fünf Tage nach der Bestäubung mediane Längsschnitte. Um uns die Sache ein wenig zu erleichtern, begnügen wir uns mit der oberen Fruchtknotenhälfte und entfernen eventuell auch die Blumenblätter. Der

Längsschnitt muss rein median sein und lässt sich am besten zwischen dem Daumen und Zeigefinger herstellen. Hierauf ziehen wir noch unter dem Simplex die Wände des Staubwegs etwas aus einander, eine Operation, die leicht von den Fruchtknotenwänden aus zu vollbringen ist. Das Bild sieht nun wie das nebenstehende aus. Wir sehen oben einerseits die Anthere (*a*), andererseits das durchschnittene Labellum (*l*). Die Anthere wird von dem Filament (*f*) getragen, das nur in seinem oberen Theile frei, weiter abwärts mit dem Griffel zu dem für die Orchideen charakteristischen Gynostemium (*g*) verwachsen ist. Der Griffel selbst schliesst mit der Narbe (*st*) ab, die von den Pollentetraden (*pl*) sich bedeckt zeigt. Der künstlich erweiterte Staubweg zeigt uns die abwärts steigenden Pollenschläuche (*t*), die in die Fruchtknotenhöhle getreten, sich auf die drei Placenten vertheilen und zwischen die Samenknospen (*s*) hinein verfolgen lassen. Bei stärkerer Vergrösserung lassen sich im Innern der Pollenschläuche die sehr zahlreichen Membranpfropfen nachweisen, welche den Schlauch hinter dem fortschreitenden Protoplasma von Zeit zu Zeit abschliessen.

Wir wollen es jetzt versuchen, uns mit dem Bau der Samenknospen bekannt zu machen und gleichzeitig die Befruchtungsvorgänge bei Angiospermen in's Auge zu fassen. Um die einzelnen Theile der Samenknospe kennen zu lernen, führen wir zunächst Querschnitte durch die Fruchtnoten von Aconitum Napellus oder einer anderen Aconitum-Art aus. Wir wählen eine im Verblühen befindliche Blüthe, streifen die übrigen Blüthentheile ab und schneiden nun durch die drei Fruchtknoten zugleich. Zu achten ist darauf, dass die Schnitte wirklich rechtwinklig die Längsaxen der einzelnen Fruchtknoten treffen. Die Zahl der Schnitte muss eine recht grosse sein, da es der Zufall zu fügen hat, dass wir eine Samenknospe richtig treffen. Wir durchmustern die Schnitte und suchen uns die entsprechenden aus. Wir können, falls der Schnitt nicht zart genug ist, mit ein wenig Kalilauge nachhelfen. Die Bilder sind fast identisch mit denjenigen, die wir kurz zuvor bei Delphinium betrachteten, doch ist im Bau der Hüllen an den Samenknospen ein kleiner Unterschied, der uns veranlasst, jetzt Aconitum den Vorzug zu geben. Ist eine Samenknospe median getroffen, dann sieht sie wie das nebenstehende Bild aus. Der Fruchtknoten ist monomer, die Samenknospe entspringt einer randständigen Placenta. Sie ist an derselben mit einem Stielchen, Funiculus (*f*), inserirt, dessen freier Theil nur sehr geringe Länge besitzt, der im



Fig. 165. Aconitum Napellus; medianer Längsschnitt einer Samenknospe. *f* Funiculus; *r* Raphe; *v* Gefässbündel des Funiculus; *ie* äusseres Integument; *ii* inneres Integument; *n* Nucellus; *ch* Chalaza; *e* Embryosack; *a* Gegenfüsslerinnen; *o* das Ei; *nc* Zellkern des Embryosackes; *m* Mikrophyle; *or* Fruchtknotenwandung. Vergr. 53.

übrigen mit dem Körper der Samenknospe verwachsen ist, an derselben die sogenannte Samennaht, Raphe (*r*) bildend. An dem Körper der Samenknospe unterscheiden wir vor allem die innere kegelförmige Gewebsmasse als Knospenkern, Nucellus (*n*). Derselbe entspricht dem Makrosporangium der Gefässkryptogamen. Der Nucellus wird umhüllt von zwei Integumenten, einem inneren (*ii*) und einem äusseren (*ie*). Das innere ist allseitig bis an die Basis des Nucellus entwickelt, das äussere fehlt an der Funicularseite, indem es beiderseits an den Funiculus ansetzt. Das innere Integument lässt zwischen seinen oberen Rändern einen engen Kanal frei, der bis auf den Nucellus reicht, dieser Kanal wird als Mikropyle bezeichnet. Der Funiculus wird von einem an der Placenta stammenden Gefässbündel durchsetzt, das in manchen, doch nicht in allen Fällen bis unter die Basis des Nucellus zu verfolgen ist. Das an der Basis des Nucellus gelegene, hier durch eine hellere Färbung ausgezeichnete Gewebe wird als Knospengrund, Chalaza (*ch*) bezeichnet. In der Längsaxe des Nucellus zeichnet sich eine grössere, einen Hohlraum bildende Zelle aus, es ist das der Embryosack (*e*). In dessen Grunde sind einige kugelige Zellen zu bemerken, die bei Aconitum (den Ranunculaceen überhaupt) sehr stark entwickelten Gegenfüsslerinnnen (*a*). In besonders günstigen Fällen kann man feststellen, dass sie in Dreizahl vorhanden sind. Im Scheitel des Embryosackes sieht man wohl auch eine kleine Zelle, die aber nur auf rein medianen Schnitten nachzuweisen ist, es ist das das Ei (*o*). Die ganze Samenknospe ist als anatrope, das heisst rückläufige zu bezeichnen, weil der Körper der Samenknospe nicht in gerader Verlängerung des Funiculus liegt, sondern an demselben umgelegt erscheint, mit ihm einseitig verwachsen ist und die Mikropyle der Basis des Funiculus zukehrt. Diese Form der Samenknospe herrscht bei weitem bei den Angiospermen vor. Vergleichen wir jetzt unser Präparat von Delphinium (Fig. 162) mit demjenigen von Aconitum, so sehen wir, dass der Bau der Fruchtknoten und Samenknospen in beiden Fällen fast identisch ist, der Unterschied ist nur der, dass bei Delphinium die beiden Integumente der Samenknospe mit einander verschmolzen sind.

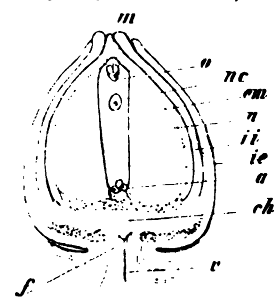


Fig. 166. Polygonum orientale; medianer Längsschnitt einer Samenknospe. Bedeutung der Buchstaben wie in der vorhergehenden Figur. Vergr. 53.

Wir kehren jetzt zu unseren Längsschnitten durch den Fruchtknoten von Polygonum orientale zurück und sehen uns eine median getroffene Samenknospe bei stärkerer Vergrösserung an (Fig. 166). Der Schnitt kann mit Kalilauge durchsichtiger gemacht werden. Die Samenknospe ist hier eine atrope, das heisst, nicht gekrümmte, oder kürzer ausgedrückt, gerade. Die Längsaxe der Samenknospe liegt in der Verlängerung des Funiculus (*f*). Die Mikropyle (*m*) befindet

sich der Insertionsstelle des Funiculus gegenüber. An dem Körper der Samenknospe erkennen wir leicht den Nucellus (*n*) wieder, die beiden Integumente (*ii* und *ie*), die Mikropyle (*m*), in welche hinein sich der Scheitel des Nucellus warzenförmig fortsetzt. Der Funiculus ist auf die Insertionsstelle reducirt, ein Gefässbündel tritt in denselben ein, um unter der Basis des Nucellus alsbald zu erlöschen. Die Längsaxe des Nucellus wird von dem gestreckten Embryosack eingenommen. Von den Gegenfüsslerinnen und dem Ei ist an dem frischen Präparat nichts zu sehen. (Dieselben sind in unser Bild nach Alcohol-Material eingetragen.)

Jetzt nehmen wir das Studium des Embryosack-Inneren vor. Das günstigste Object hierfür ist Monotropa Hypopitys, der gemeine Fichtenspargel.[2]) Die blassgelbe Pflanze ist namentlich in Kiefernwäldern nicht selten. In manchen Gegenden ist sie sehr verbreitet und für die sonst schwierige Untersuchung des Embryosackes so günstig, dass wir keine Mühe scheuen sollten, um uns die Pflanze zu beschaffen. Sie blüht im Juli bis August und muss frisch untersucht werden, da sie in Alcohol dunkelbraun, undurchsichtig wird. Die Pflanze verträgt sehr gut den Transport und kann sehr lange gesund in einem Wasserglase erhalten werden. Aehnlich wie Monotropa verhalten sich die Pyrola-Arten, doch sind die Samenanlagen kleiner. Der Querschnitt durch den unteren Theil des oberständigen Fruchtknotens zeigt uns denselben vierfächrig. Die Placenten sind stark angeschwollen und tragen an ihrer Oberfläche sehr zahlreiche, schmale, dicht aneinander gereihte Samenknospen. Die beiden Placentenhälften in jedem Fache sind eine Strecke weit durch eine radiale Trennungslinie gesondert. In dem oberen Theile des Fruchtknotens reichen diese Trennungslinien bis zur Mitte und stossen hier auf einander. Wir haben nun vier starke, der Mitte je einer Scheidewand aufsitzende Placentenpaare, die je zwei benachbarten Fächern angehören; die Paare sind leicht mit den Nadeln von einander zu trennen. Die Samenknospen für die Untersuchung gewinnen wir, indem wir einen Theil der Fruchtknotenwand mit der Pincette abheben und von einer nunmehr offen vorliegenden Placenta die Samenknospen mit der Nadel abstreifen. Wir bringen dieselben in reines Wasser oder 3% Zuckerlösung, in der sich die Samenknospen länger halten. Entnehmen wir das genannte Material einer älteren Blüthe, in der die Staubblätter bereits verstäubt haben, so finden wir zum Theil reife, noch nicht befruchtete, zum Theil bereits befruchtete Samenknospen. Zwischen den Samenknospen treffen wir vielfach auf Pollenschlauchstücke. Die empfängnissreife Samenknospe sieht wie die umstehende Figur 167, *A*, aus. Sie ist durchsichtig und kann auf den optischen Durchschnitt eingestellt werden. Wir erkennen in ihr eine anatrope Samenknospe und zwar mit nur einem Integument (*i*). Das ganze Innere der Samenknospe wird durch den Embryosack erfüllt, wir vermissen den Nucellus, der während der Entwicklung durch den anwachsenden Embryosack verdrängt wird.

Den Scheitel des Embryosacks nehmen, wie wir das jetzt deutlich sehen können, drei Zellen ein. Diese drei Zellen bilden den Eiapparat. Sie sind nicht gleichwerthig. Die beiden oberen sind die Gehilfinnen oder Synergiden (Fig. 167 *B*), die tiefer inserirte ist das Ei (*o*). Die Synergiden, man stellt es leicht fest, führen im unteren Theile eine Vacuole, sind höher hinauf mit Protoplasma erfüllt und enthalten hier auch den Zellkern. Das Ei führt umgekehrt die Vacuole oben, unten die Hauptmasse des Zellplasma und den Zellkern. Nicht immer sieht man beide Synergiden, die eine kaum die

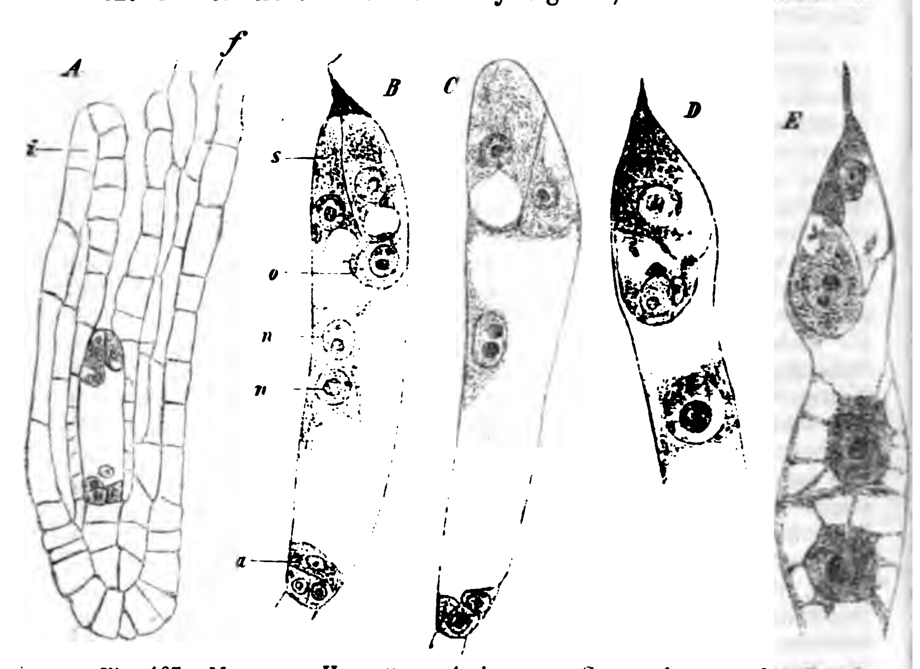


Fig. 167. Monotropa Hypopttys. *A* eine ganze Samenanlage, an derselben *f* der Funiculus, *i* das Integument; *B* und *C* die ganzen Embryosäcke und zwar in denselben *s* die Synergiden, *o* das Ei, *n* Embryosackkerne; *D* und *E* obere Theile des Embryosacks, in *E* die erste Theilung für Endospermbildung. *A* 240, *B* bis *E* 600 Mal vergrössert.

andere decken (Fig. 167, *C*). Im Grunde des Embryosacks erkennt man meist unschwer die Gegenfüsslerinnen und zählt ab, dass deren auch drei vorhanden sind. Im Innern des Embryosacks findet man meist einen Embryosackkern, mit einem Kernkörperchen (Fig. 167, *A*), doch in andern Fällen sind zwei (*B*) oder ein Zellkern mit zwei Kernkörperchen (*C*) vorhanden und wir ziehen hieraus den Schluss, dass der schliesslich stets nur eine Zellkern aus zweien hervorgeht. Samenknospen, deren Befruchtung bereits begonnen hat, erkennen wir an der Veränderung, welche die Synergiden erfuhren. Dieselben erscheinen stark lichtbrechend und zwar sind

beide, oder nur eine der beiden, in dieser Weise modificirt. Dann ist auch sicher ein Pollenschlauch bis zum Embryosack vorgedrungen und wenn es hier auch nicht leicht ist, denselben im Innern der Mikropyle zu sehen, so erkennt man doch unschwer sein zu der Mikropyle hinausragendes, bei der Präparation abgerissenes Stück. Augenscheinlich haben die Synergiden von dem Inhalt des Pollenschlauches in sich aufgenommen, denn sie erscheinen eben so lichtbrechend, als das Ende des Pollenschlauches, wo man dieses unversehrt trifft. Bei sorgfältiger Untersuchung gelingt es, an so veränderte Synergiden grenzende Eier zu finden, die zwei Zellkerne aufzuweisen haben (*D*), einen grösseren, den ursprünglichen Eikern, daneben aber auch noch einen kleinen Kern, den wir nicht anstehen werden für einen aus dem Pollenschlauche stammenden Spermakern zu halten. Derselbe ist bei seiner Einführung jedenfalls sehr klein und nimmt erst an Grösse zu. Man kann Copulationszustände zwischen beiden Zellkernen finden, sieht hierauf nur einen Keimkern mit zwei ungleich grossen Kernkörperchen, von denen das kleinere aus dem männlichen Zellkern stammt (*E*), und endlich Keimkerne mit nur noch einem Kernkörperchen. Während die Befruchtung sich im Ei abspielt, nimmt die stark lichtbrechende Substanz der einen oder der beiden Synergiden ab, sie wird augenscheinlich für die Ernährung des Eies verbraucht. Die Synergiden versehen somit das Geschäft von Ammen, die mit der aus dem Pollenschlauch aufgenommenen Substanz das junge Ei zu ernähren haben. Zugleich mit diesen Veränderungen im Ei-Apparat hat in der Embryosackhöhlung die Bildung des Endosperms begonnen, das heisst, wir sehen den Embryosack sich durch Wände theilen. Die Endospermbildung wird hier somit sofort durch Zelltheilung eingeleitet, während in anderen eben so häufigen, ja noch häufigeren Fällen, der Embryosackkern und dessen Nachkommen allein sich theilen und erst auf späteren Entwicklungsstufen Zellbildung zwischen diesen Kernen erfolgt. Der Vorgang, wie er uns hier vorliegt, findet im Allgemeinen in solchen Embryosäcken statt, die langsame und im Ganzen nicht bedeutende Grössenzunahme zeigen. Wo hingegen der Embryosack nach vollzogener Befruchtung des Eies sehr rasch wächst, da findet zunächst Kerntheilung ohne Zelltheilung statt und die Zellbildung tritt erst ein, wenn der Embryosack annähernd ausgewachsen ist. — In Folge der Befruchtung hat das Ei eine zarte Cellulosemembran erhalten und alsbald beginnt es sich schlauchförmig zu verlängern und dringt nach einiger Zeit mit seiner Spitze in den Endospermkörper ein, wo die Spitze des Schlauches einen wenigzelligen Embryo erzeugt. — Wir haben diese Samenanlagen bisher nur in reinem Wasser oder in Zuckerlösung untersucht, wollen wir die Kerne besonders hervortreten lassen, so untersuchen wir die Samenanlagen in 2% Essigsäure. Wir erhalten so in den meisten Samenanlagen sehr scharfe Bilder und wir fixiren auch wohl Theilungszustände der Zellkerne, ohne uns aber für den Augenblick in diesen Vorgang

vertiefen zu wollen. Tingirende Mittel sind wenig zu empfehlen, weil sie auch die Zellkerne im Integument färben und dadurch den Einblick in das Innere stören.

Monotropa Hypopitys ist auch sehr für das Studium der Entwicklungsgeschichte der Samenknospen geeignet.[3]) Wir stellen uns die zu dieser Untersuchung nothwendigen Präparate her, indem wir von dem fertigen Zustand nach rückwärts gehen und immer jüngere Knospen vornehmen. Die ersten Anfänge der Samenknospen finden wir an Blüthenschäften, die eben erst aus der Erde hervortreten. Diese jüngsten Zustände sind an zarten Querschnitten zu beobachten. Die Vorgänge, die sich im Innern des bereits angelegten Embryosacks abspielen, sieht man am besten an den in der früher schon erprobten Weise abgestreiften Samenknospen. Bei den Vorgängen im Innern der Embryosacks handelt es sich um das Sichtbarmachen der Zellkerne, daher hier die 2 % Essigsäure wieder zu Hülfe genommen werden muss. — Die Resultate dieser Untersuchungen werden nun die sein, dass sich die Samenanlage als Höcker aus der Placenta erhebt und dass dieser Höcker von der einschichtig bleibenden Epidermis überzogen ist, während sein aus zwei Zellreihen aufgebauter Innentheil (Füllgewebe) einer hypodermalen Zelle den Ursprung verdankt. Die zunächst gerade Anlage beginnt sich zu krümmen, eine Zelle des Füllgewebes fängt an sich als oberste zu markiren. Ist die Krümmung der Anlage so weit gediehen, dass der obere Theil derselben annähernd rechtwinklig zu dem Fusse steht, so beginnt sich an der Krümmungsstelle das bereits durch hypodermale Theilungen eingeleitete Integument über die Aussenfläche des Höckers zu erheben. Die hypodermale Endzelle des Füllgewebes bildet sich zur Embryosack-Initiale, zum Archespor aus, ähnlich wie wir die Initialen der Sporen und der Pollenkörner in hypodermalen Zellen fanden. Die Archesporzelle streckt sich, wobei der ganze Nucellus in gleicher Weise an Länge zunimmt. Derselbe besteht aus der Archesporzelle und der sie umgebenden Epidermis. Das Archespor theilt sich hierauf und die innere der beiden Schwesterzellen wiederholt die Theilung. Wir haben jetzt an Stelle der einen Archesporzelle eine von drei sporogenen Zellen gebildete Reihe. Die innerste dieser Zellen ist grösser als die beiden äussern. Diese innerste wird zu dem der Makrospore entsprechenden Embryosack. Sie vergrössert sich, verdrängt die beiden oberen, hierauf alsbald auch das ganze Nucellargewebe und wird daher im fertigen Zustande unmittelbar von dem Integument umgeben. Mit den Vorgängen bei der Anlage der Sporen der Kryptogamen, ja selbst der Pollenkörner und des Embryosacks der Gymnospermen verglichen, hat der Vorgang der Embryosackbildung bei den Angiospermen eine besonders weit gehende Reduction erfahren. Die Uebereinstimmung aller dieser Vorgänge bleibt in der Anlage aus einer hypodermalen Zelle, doch das sporogene Gewebe ist auf wenige Zellen reducirt und die den Embryosack, das heisst die Makrospore bildende Zelle erzeugt ihn direct, ohne zuvor eine Viertheilung zu erfahren.[4]) Von dem bei Monotropa sich abspielenden Vorgange kommen übrigens einige Abweichungen vor, die wir aber, da sie das Wesen der gegebenen Deutung nicht beeinträchtigen, übergehen wollen. Bemerkt sei nur noch

dass die hypodermale Zelle oft nicht sofort Archespor ist, vielmehr zuvor nach aussen eine Zelle abgiebt, die Schichtzelle heissen, sich oft auch weiter theilen kann und den Wandzellen entspricht, welche die Pollenmutterzellen von der Epidermis der Fächerwände, ebenso bei Kryptogamen das Archespor von der Epidermis des Sporangiums trennen. — Die Embryosackanlage von Monotropa ist somit eine einfache Zelle und enthält zunächst auch nur einen Zellkern. Dieser theilt sich und seine beiden Nachkommen vertheilen sich auf die beiden Enden der Zelle. Hier wiederholen sie ein und das zweite Mal die Theilung, so dass vier Zellkerne im vordern, vier im hintern Ende des Embryosacks liegen. Um je drei Zellkerne vorn und hinten erfolgt Zellbildung, durch Abgrenzung von Protoplasma: daher die drei Zellen des Eiapparats und die drei Synergiden. Vorn und hinten im Embryosack verblieb aber je ein vierter freier Kern und diese beiden Kerne findet man nun in verschiedenen Stadien der gegenseitigen Annäherung (Fig. 167 *B*), bis dass sie zu einem Kern, der zunächst zwei (Fig. 167 *C*), dann nur ein Kernkörperchen zeigt, verschmolzen sind.

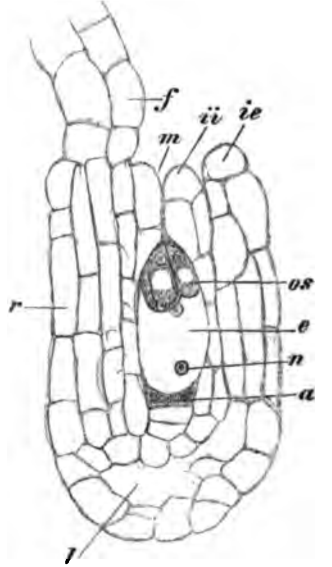


Fig. 168. Orchis pallens. Empfängnissreife Samenknospe. *os* Eiapparat; *ii* inneres, *ie* äusseres Integument, *l* Lufthöhle. Die übrigen Buchstaben wie in früheren Figuren. Vergr. 240.

Statt Monotropa können Orchideen[5]) zur Beobachtung dienen, doch sind dieselben im Allgemeinen weniger günstig. Eine der günstigsten Arten ist Orchis pallens, in den Gegenden, wo dieselbe fehlt, aber durch Orchis Morio zu ersetzen. Auch Gymnadenia conopsea ist zu brauchen, steht aber den genannten nach. Man wählt zur Beobachtung entweder im Freien gefundene Fruchtanlagen, oder künstlich bestäubte Blüthen. Zwischen Bestäubung und Befruchtung verstreicht aber bei Orchideen eine geraume Zeit. Die Samenknospen sind zur Zeit der Bestäubung noch unfertig, mit kaum angedeuteten Integumenten. Erst durch das Eindringen der Pollenschläuche in die Fruchtknotenhöhle wird die weitere Entwicklung angeregt. Bei Orchis pallens beginnt die Befruchtung ziemlich genau vierzehn Tage nach der Bestäubung, bei Gymnadenia bedeutend früher. Ueber den Bau der fertigen Samenknospe (Fig. 168) orientiren wir uns ohne weiteres; ihr Bau ist sehr ähnlich demjenigen bei Monotropa, doch sind zwei Integumente und eine Lufthöhle in der Gegend der Chalaza vorhanden. Diese Lufthöhle erschwert die Beobachtung, denn sie ist mit Luft erfüllt und dringt letztere auch zwischen die Integumente vor. Die in Wasser oder 3% Zuckerwasser zu beobachtenden Samenknospen müssen somit unter der Luftpumpe von der Luft be-

freit werden. Zum Theil genügt schon ein leiser Druck auf das Deckglas, um die störendste, zwischen den Integumenten befindliche Luft zu entfernen. Der Nucellus ist auch bei den Orchideen durch den Embryosack ganz verdrängt; als Rest des Nucellus ist öfters noch eine stark lichtbrechende Substanzkappe am Scheitel des Embryosacks zu sehen. Der Eiapparat (*os*) ist wie bei Monotropa gebaut, nur das Ei weniger tief inserirt. Die Gegenfüsslerinnen sind nicht zu sehen, an ihrer Statt stark lichtbrechende Substanz in der in der That drei schwer nachweisbare Zellkerne liegen. Der Pollenschlauch ist leichter als bei Monotropa bis an die Synergiden zu verfolgen; die Veränderungen, welche die Synergiden erfahren, sind die nämlichen. Auch die beiden Zellkerne finden wir in dem befruchteten Ei wieder. Endosperm wird hier überhaupt nicht gebildet.

In Ermangelung von Monotropa und von Orchideen lassen sich von durchsichtigen Samenanlagen zur Untersuchung empfehlen verschiedene Gesneriaceen,[6]) so die grosse Gloxinia hybrida der Gärten und vornehmlich die ebenfalls als Zierpflanze cultivirte Sinningia Lindleyana. Die mit einem Integument versehene Samenknospe ist so weit durchscheinend, dass der Eiapparat deutlich zu sehen ist. Er zeigt die beiden Synergiden und das hier flaschenförmig gestaltete Ei. Unter Umständen kommen hier zwei Eier vor. Der Embryosack ist in seinem oberen Theile angeschwollen, verengt sich plötzlich im unteren; die Gegenfüsslerinnen in dem unteren Ende sind nicht mit Sicherheit zu unterscheiden.

Eine der wichtigsten Pflanzen für das Studium der Befruchtung ist aber die Scrophularine Torenia asiatica.[7]) Dieselbe wird jetzt überall in Gärten cultivirt und trägt das ganze Jahr über Blüthen. Sie zeichnet sich dadurch aus, dass ihr Embryosack aus der Mikropyle der Samenknospe hervorwächst und daher der ganze Eiapparat ohne andere Hülle als die Embryosackwand in die Erscheinung tritt. Querschnitte durch den oberständigen, gestreckten Fruchtknoten zeigen uns denselben zweifächrig, die beiden centralen Placenten springen als Wülste in die Fächer vor, in ähnlicher Weise, wie wir dies bei der Kartoffel gesehen. Sie sind mit zahlreichen Samenknospen bedeckt. Zum Zweck der Beobachtung entfernen wir eine Wand vom Fruchtknoten und streifen die Samenknospe von der Placenta und zwar wohl am besten unter dem Simplex ab. Wir untersuchen sie mit Vortheil in 3 % Zuckerwasser. Die Samenknospen sind anatrop oder richtiger etwas campylotrop, denn der Embryosack und das Integument sind in ihrem oberen Theile gekrümmt (Fig. 169 *A*). Der freie Theil des Funiculus (*f*) an der Samenanlage ist ziemlich lang. Nur ein kräftiges Integument ist vorhanden. Der Embryosack (*e*) sieht mit seinem oberen Ende aus der Mikropyle hervor. Dieser sein hervorgetretener Theil ist bauchig angeschwollen, vorn zugespitzt. Er legt sich dem Funiculus an. Den Embryosack im Innern der Samenknospe zu verfolgen hält schwer, doch kann man sich während

der Einwirkung von Kalilauge überzeugen, dass er dem Integument unmittelbar anliegt, zunächst sehr schmal ist, dann etwas spindelförmig anschwillt und (e^*) sich an der Basis wieder verengt. Unsere Präparate in Zuckerwasser zeigen in dem freien Embryosackscheitel die beiden Synergiden und das Ei, also immer wieder die Drei-

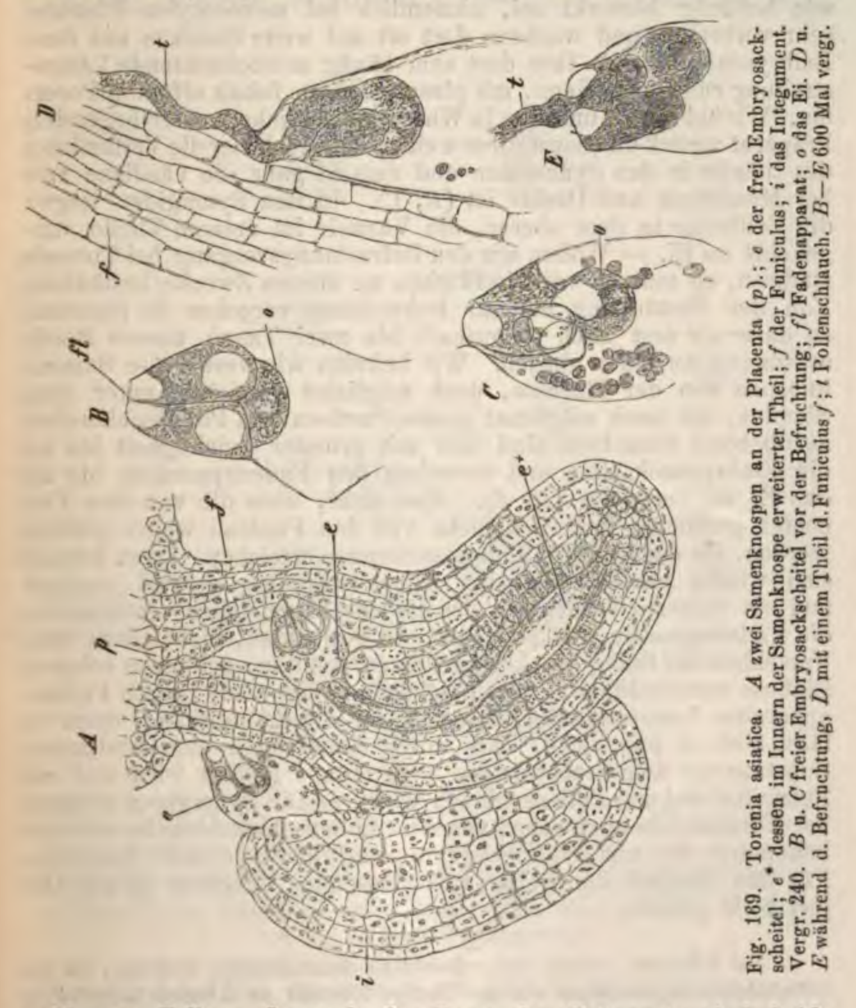


Fig. 169. Torenia asiatica. *A* zwei Samenknospen an der Placenta (*p*); *e* der freie Embryosackscheitel; *e** dessen im Innern der Samenknospe erweiterter Theil; *f* der Funiculus; *i* das Integument. Vergr. 240. *B* u. *C* freier Embryosackscheitel vor der Befruchtung; *fl* Fadenapparat; *o* das Ei. *D* u. *E* während d. Befruchtung, *D* mit einem Theil d. Funiculus *f*; *t* Pollenschlauch. *B*—*E* 600 Mal vergr.

zahl von Zellen. Je nach der Lage des Präparats sind beide Synergiden zu sehen (Fig. 169 *B*), oder die eine deckt die andere (*C*). Am Scheitel jeder Synergide fällt uns hier eine homogene, stark lichtbrechende, gegen den hintern feinkörnigen Theil scharf abgesetzte Kappe auf: es ist das der sogenannte Fadenapparat. Behandelt man ein solches Präparat mit Chlorzinkjodlösung, so sieht

man die Fadenapparate sich violett färben. Sie bestehen somit aus Cellulose. Die übrige Substanz der Synergiden und des Eies färbt sich gelbbraun. Sorgfältige Betrachtung lehrt, dass die Embryosackmembran über den Fadenapparaten geöffnet ist (*B*, *C*) Die Fadenapparate bilden jetzt somit den Verschluss. Sie sind, wie beiläufig bemerkt sei, namentlich bei monocotylen Pflanzen sehr verbreitet und wachsen dort oft auf weite Strecken aus dem Embryosack hervor. Ihre dort sehr häufig zu beobachtende Längsstreifung rührt von feinen, mit plasmatischem Inhalt erfüllten Poren her. Wir kehren zu unserem in Wasser oder Zuckerwasser liegenden Präparat zurück und constatiren weiter, dass auch hier die Vertheilung des Inhalts in den Synergiden und dem Ei ganz die nämliche wie bei Monotropa und Orchis ist (*B*, *C*). In den Synergiden liegen die Zellkerne in dem oberen, die Vacuole im unteren Theile, umgekehrt im Ei. — Wollen wir den Befruchtungsvorgang bei Torenia studiren, so müssen wir die Blüthen zu diesem Zwecke bestäuben. Von der Bestäubung bis zur Befruchtung vergehen 36 Stunden, so dass wir erst nach anderthalb bis zwei Tagen unsere Beobachtungen anstellen dürfen. Wir befreien wie vorhin die Samenknospen von der Placenta, doch möglichst vorsichtig unter dem Simplex, um auch möglichst grosse Partieen von Pollenschläuchen abzuheben. Dieselben sind hier mit grösster Leichtigkeit bis an die Embryosackspitze und zwischen den Fadenapparaten bis an das Ei zu verfolgen (*D*, *E*). Man sieht, dass die von den Placenten geleiteten Pollenschläuche von den Funiculi weiter geführt werden, bis dass sie die Embryosackspitze erreichen. Dann könnte sich wieder vom Ei aus ein directer Einfluss geltend machen und ein weiteres Vordringen der Pollenschlauchspitze veranlassen; die Fadenapparate würden somit, wo vorhanden, nicht allein zum Verschluss der Embryosackspitze dienen, sondern auch einen solchen Einfluss vermitteln. Die Poren welche von besonders langen Fadenapparaten durchsetzt sind, sprechen für diese Auffassung, denn es lässt sich ja annehmen, dass durch diese Poren eine bestimmte Substanz aus dem Embryosacke nach aussen geführt wird und als Reizmittel auf den Pollenschlauch wirkt. — Die Synergiden nehmen bei Torenia, wie auch sonst, von dem Pollenschlauchinhalte auf und bekommen das uns schon bekannte, stark lichtbrechende Aussehen. Für das Studium der weiter anschliessenden Vorgänge ist das Object nicht günstig.

Bei Pflanzen, welche undurchsichtige Samenknospen besitzen, ist die Entwicklungsgeschichte wie der fertige Zustand an Alcohol-Material zu studiren. Das Object muss mindestens mehrere Tage in absolutem Alcohol gelegen haben, dann, um sich gut schneiden zu lassen, etwa 24 Stunden in einem Gemisch von halb Alcohol und halb Glycerin verweilen. Eines der günstigsten Objecte wohl, um in kurzer Zeit eine ganze Entwicklungsreihe von Samenanlage, von deren Entstehung an bis zur Endospermbildung zu gewinnen, dürfte Myosurus minimus sein.[*]) Die Pflanze ist meist

auf Sand- und Lehmäckern gemein und dürfte sich somit im Mai und Juni beschaffen und in Alcohol einlegen lassen. Der Blüthenboden ist walzenförmig und sein Scheitelwachsthum hält längere Zeit an, wobei immer neue Fruchtblätter angelegt werden. Jedes Fruchtblatt bildet einen monomeren Fruchtknoten mit median orientirter Samenknospe. Richtig geführte Längsschnitte treffen daher zahlreiche übereinander liegende Zustände, so

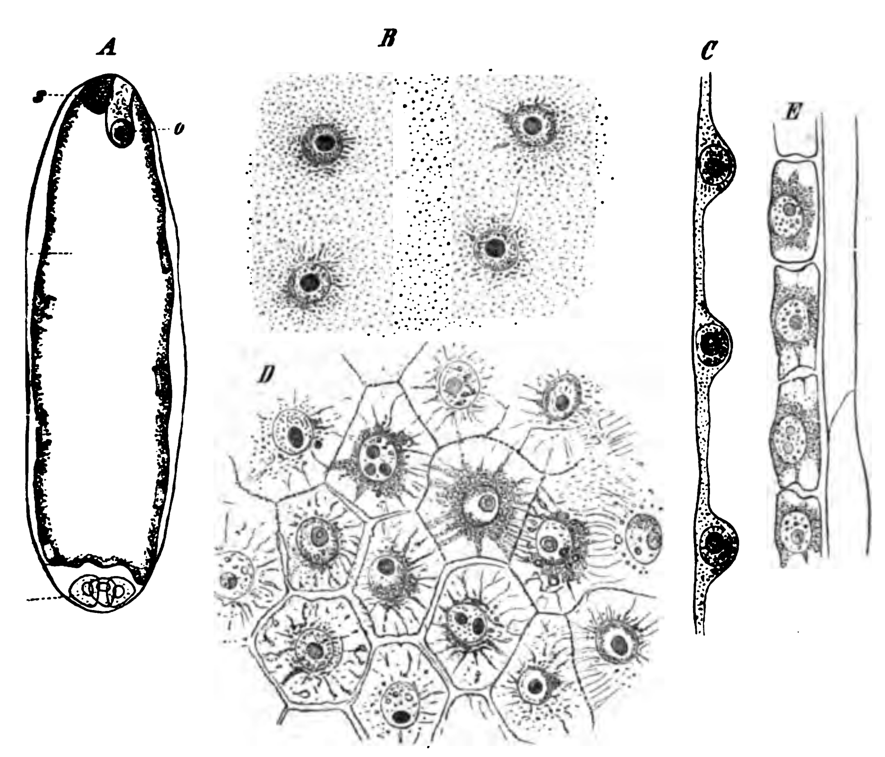


Fig. 170. Myosorus minimus. *A* Längsschnitt durch den Embryosack, im Wandbeleg gleichmässig vertheilte Zellkerne (*n*) im Theilungszustande; *e* die Embryosackhöhle; *o* das befruchtete, sich streckende Ei; *s* der Rest einer Synergide; *a* die noch vorhandenen Gegenfüsslerinnen. *B* der protoplasmatische Wandbeleg in Flächenansicht, *C* im Durschschnitt, *D* in Flächenansicht im Augenblicke der Zellbildung, *E* ein nächst älterer Zustand im Durchschnitt. *A* 240, *B* bis *E* 540 Mal vergr.

dass es gelingen kann, die wichtigsten Momente der Entwicklungsgeschichte der Samenknospe in einem Schnitt vereinigt zu sehen. Wir richten unser Augenmerk gleich auf den Embryosack, dessen Initiale auch hier aus der hypodermalen Zelle der centralen Zellreihe des Nucellus hervorgeht. Diese Zelle giebt durch zwei Theilungsschritte nach oben zwei kurze Zellen ab, so dass alsdann zwei kleinere und eine grössere Zelle aufeinander folgen. Die untere grössere beginnt hierauf stark zu wachsen und verdrängt die beiden

[illegible] Gleichzeitig gehen in ihrem Innern dieselben Kerntheilungen vor sich, die wir bei Monotropa verfolgten. Der eine erste Zellkern theilt sich nämlich in zwei, die sich auf die beiden Enden der Zelle vertheilen und nur zwei Mal die Theilung wiederholen, so dass vier Zellkerne im oberen und vier im unteren Ende der Embryosackanlage vorhanden sind. Um je drei Zellkerne oben und unten bilden sich Zellwände. Die beiden frei gebliebenen Zellkerne wandern auf einander zu und verschmelzen, um den Embryosackkern zu bilden. So wird wieder der uns schon bekannte Zustand erreicht: im Scheitel des Embryosacks die beiden Synergiden und das etwas tiefer inserirte Ei; im Grunde des Embryosacks die drei Gegenfüsslerinnen; in der Embryosackhöhle den Embryosackkern. Der Nucellus der Samenknospe ist bis auf die Epidermis verdrängt worden. Die Samenknospe ist anatrop mit einem Integument, im oberen Winkel des Faches inserirt, das heisst im Fache hängend; die Funicularseite dem Rücken des Fruchtblattes zu, sonst nach aussen kehrend. Längsschnitte durch im Verblühen befindliche Blüthen zeigen uns die beiden Synergiden, in Folge der Befruchtung mit stark lichtbrechendem Inhalt angefüllt und den Embryosackkern eventuell in Theilung. Mit der raschen Grössenzunahme des Embryosacks ist eine stete Vermehrung der von dem einen Embryosackkerne abstammenden Zellkerne verbunden (Fig. 170 *A*); sie zeigen sich gleichmässig im dünnen, protoplasmatischen Wandbeleg des Embryosacks vertheilt (Fig. 170 *C*). Schnitte, welche eine Wandfläche des Embryosacks streiften, lassen diese Zellkerne in gleichen Abständen vertheilt sehen (*B*). Oefters findet man die Zellkerne in Theilung (so in Fig. 170 *A*), doch wollen wir uns erst später mit den Theilungsvorgängen beschäftigen. Eines constatiren wir aber gleich, dieses nämlich, dass es in diesen gehärteten Präparaten unschwer gelingt, den protoplasmatischen Wandbeleg mit den Nadeln unversehrt aus dem Embryosack heraus zu präpariren, so dass man ihn nunmehr frei vor sich liegen hat. Haben die Entwicklungszustände in unsern Präparaten das Stadium erreicht, wo der Embryosack etwa 0,55 *mm*. hoch ist und zu wachsen aufhört, so sehen wir das Protoplasma des Wandbelegs sich in radiale Strahlen um die einzelnen Zellkerne anordnen und hierauf in gleichen Abständen von diesen Zellkernen Scheidewände auftreten, so dass der Wandbeleg in so viel polygonale Stücke, als Zellkerne vorhanden sind, zerlegt wird (*D*). Dieser Vorgang schreitet in einer bestimmten Richtung im Embryosacke fort. Die gebildeten Zellen nehmen alsbald an Höhe zu, was an den Durchschnittsansichten sich constatiren lässt (*E*). Haben sie eine bestimmte Tiefe erreicht, so theilen sie sich durch zur Oberfläche des Embryosacks parallele Wände und diese Vorgänge wiederholen sich in ähnlicher Weise in den Tochterzellen, bis dass der ganze Embryosack mit Gewebe erfüllt ist.

In den meisten andern Fällen lassen sich die Schnitte nicht durch eine grössere Anzahl von Samenknospen zugleich führen, letztere müssen vielmehr einzeln geschnitten werden. Man befreit sie zu diesem Zwecke aus dem Fruchtknoten und schneidet sie in der uns bereits bekannten Weise zwischen Daumen und Zeigefinger. Diese Manipulation erlaubt es, bei einiger Uebung, selbst aus relativ kleinen Samenknospen mediane Längsschnitte zu gewinnen. Bei sehr kleinen Samenknospen wird eine zuvorige

Orientirung der Samenknospe auf dem Finger nothwendig; sie ist mit der Nadel unter dem Simplex vorzunehmen. In schwierigen Fällen kann auch die Einbettung in Celloidin oder Glyceringelatine helfen (vergl. pag. 284).

Anmerkungen zum XXXI. Pensum.

[1]) Goebel, Grundz. d. Syst. etc. pag. 417. Lürssen, Grundz. d. Bot. pag. 356. Med. Pharm. Bot. Bd. II. pag. 244. Prantl, Lehrb. d. Bot. IV. Aufl., pag. 195.

[2]) Strasburger, Befr. und Zellth. pag. 34 u. 35.

[3]) Vergl. Strasburger, Befr. u. Zellth. pag. 33. Zellb. u. Zellth. pag. 101. L. Koch, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIII. pag. 207.

[4]) Vergl. Goebel, Grundz. d. Syst. etc. pag. 436.

[5]) Strasburger, Befr. u. Zellth. pag. 55.

[6]) Strasburger, Ebendas. pag. 54.

[7]) Ebendas. pag. 52.

[8]) Strasburger, Bot. Ztg. 1879, Sp. 265. Ang. u. Gym. pag. 12. Zellb. u. Zellth. III. Aufl., pag. 10.

XXXII. Pensum.

Wir wollen es nunmehr versuchen, uns mit dem Bau eines reifen Samenkorns bekannt zu machen, und dem Keime, den es führt, besondere Aufmerksamkeit zuwenden. Wir wählen als relativ günstiges Object eine Crucifere, **Capsella bursa pastoris**, eine Pflanze aus, die besonders häufig für embryologische Studien benutzt worden ist.[1]) Dieser Samen ist relativ sehr klein, doch dieses gerade gewährt Vortheile bei der entwicklungsgeschichtlichen Untersuchung. Wir wollen aus diesem Grunde auch die Schwierigkeiten zu überwinden suchen, die das Schneiden des fertigen Samens hier mit sich bringt. Durch diesen gilt es nämlich vor Allem einen medianen Längsschnitt herzustellen, da wir wissen müssen, wie das Object aussieht, dessen Entwicklung wir weiterhin studiren wollen. Dieser Schnitt lässt sich nun, wenn man frischen Samen zu Händen hat, nicht all zu schwer zwischen den Fingern ausführen. Noch leichter gelingt es, wenn man den Samen zwischen zwei flache Korkstückchen bringt und das Messer zwischen denselben hindurchzieht. Auch kann man ein Samenkorn mit etwas Gummilösung zwischen zwei Stücke weichen Linden- oder Pappelholzes in erwünschter Lage festkleben und nach dem Trockenwerden die Schnitte durch Holz und Samen zugleich führen. Es lässt sich der Samen auch in einen Gummitropfen, dem etwas Glycerin zugesetzt ist, auf dem Ende einer Holundermarkstange einbetten und nach dem Austrocknen zugleich mit dem Gummi schneiden.

Die Schnitte, ob in dieser oder jener Weise dargestellt, sind in Glycerin zu untersuchen, da in Wasser der Keim quillt und aus der Samenschale vortritt. Der Keim (Fig. 71 *A*) erfüllt das ganze Samenkorn; er ist in halber Länge umgebogen, so dass die Cotyledonen (*c*) dem hypocotylen Gliede oder Hypocotyl (*h*) anliegen (vergl. die Figur). Diese Art der Umbiegung ist für die Abtheilung Notorhizeae der Cruciferen charakteristisch und wird durch das Zeichen **I I O** ausgedrückt. Ist der Schnitt zart und hat er das Samenkorn rein median getroffen (wie in nebenstehender Fig. *A*), so sieht man am Grunde zwischen den Cotyledonen den kleinen Vegetationskegel des Stämmchens und kann auch am Radicularende des Hypocotyls den nur wenige Zellschichten starken Abschluss

durch eine Wurzelhaube sehen. Endosperm ist hier im Samen nicht zu entdecken; der Keim ist unmittelbar umgeben von der Samenschale, der Testa. Nehmen wir eine stärkere Vergrösserung zu Hülfe, so können wir feststellen, dass diese Samenschale (Fig. 171 *B*) aus drei Zellschichten besteht. Eine innerste Zellschicht (*a*) wird von relativ wenig verdickten, mit fast farblosen Wänden versehenen, körnigen Inhalt führenden Zellen gebildet. Zusatz einer Jodlösung zeigt uns, dass diese Körner sich gelbbraun färben und somit Klebermehl sind. Folgt nach aussen eine zweite Schicht (*c*), deren Zellwände stark braun gefärbt und nach der Innenseite zu sehr stark verdickt sind. Die äusserste Zellschicht erscheint in concentrirtem Glycerin als farblose, scheinbar homogene Haut; ihre Zellen sind nämlich stark abgeflacht und bis zum Schwinden des Lumens verdickt. Zwischen der innersten und der zweit äusseren Schicht ist oft noch eine flachgedrückte Zellschicht zu unterscheiden, die als einfache Haut erscheint. Betrachten wir die Schale von aussen, so erkennen wir leicht die Contouren der polygonalen Zellen der äusseren tafelförmigen Schicht. Diese Zellen sind in ihrem nach innen gekehrten Theile zum Theil durch lufterfüllte Intercellularräume getrennt. In der Mitte jeder Zelle ist ein schwach sich markirender, runder, stärker das Licht brechender Theil zu unterscheiden. Die Wände der nächst inneren Zellschicht sind braun, stark verdickt, die Zellen selbst nur wenig kleiner als in der Aussenschicht. Bedeutend kleiner hingegen und schwach verdickt sind die Zellen der dritten klebermehlhaltigen Schicht. — Lassen wir nunmehr zu den Schnitten Wasser vom Deckglasrande aus zutreten, so sehen wir am Querschnitt die Zellen der Aussenschicht rasch anwachsen; jede derselben wölbt sich stark nach aussen vor, in ihrer Mitte wird eine stark lichtbrechende Säule bemerkbar. Ein Lumen ist auch jetzt nicht zu unterscheiden; die ganze Zelle ist von Verdickungsschichten der Wand erfüllt und zwar sind die äusseren Verdickungsschichten schwach, die innersten stark lichtbrechend. Diese innersten Verdickungsschichten bilden die auffällige centrale Columella, die jetzt auch in der Oberflächenansicht sehr stark hervortritt, während gleichzeitig die zwischen den Zellen befindlichen Intercellularräume schwinden. Die quellenden Wände lassen meist deutliche Schichtung erkennen. Bei weiterem Zutritt von Wasser wird die Cuticula der Zellen

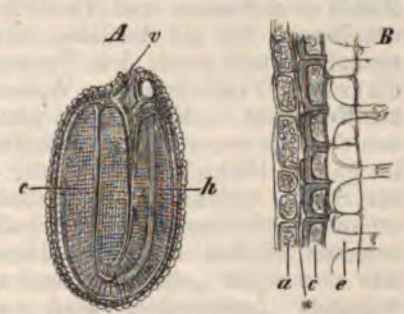


Fig. 171. Capsella bursa pastoris. *A* Längsschnitt durch den reifen Samen *h* hypocotyles Glied; *c* Cotyledonen; *v* Gefässbündel des Funiculus. Vergr. 26. *B* Partie aus dem Längsschnitt durch die Samenschale nach Einwirkung von Wasser. *e* die gequollene Epidermis; *c* die braungefärbte stark verdickte Schicht; * die zerdrückten Zellschichten, *a* die Aleuron-Schicht. Vergr. 240.

gesprengt und die äusseren Verdickungsschichten treten hervor, sich in dem umgebenden Wasser als unsichtbarer Schleim vertheilend. Die lichtbrechende Columella bleibt zurück, die Mitte jeder Zelle bezeichnend (Fig. 171, *B* bei *e*). Sie hat nicht unbeträchtlich an Grösse zugenommen, an ihrem Scheitel sieht man Reste der aufgelösten Verdickungsschichten. Ebenso bleiben von den Zellen die seitlichen Mittellamellen stehen und zeigen, da sie nicht quellen, jetzt viel geringere Höhe als die Säulchen. Dies alles ist an unserer Fig. 171, *B* zu sehen, welche uns die Testa nach Einwirkung des Wassers vorführt. — Rascher können wir diese Quellungserscheinungen beobachten, wenn wir die Schnitte zunächst in Alcohol untersuchen und hierauf Wasser zutreten lassen. — Diese Verschleimung von Verdickungsschichten an den äusseren Zellen von Samen und Theilfrüchten ist eine relativ häufige Erscheinung, die ein Ankleben der Samen an fremde Gegenstände veranlasst und somit dem Transport derselben dient, andererseits ein zähes Festhalten von Wasser an der Oberfläche des Samens zur Folge hat. — Kehren wir nunmehr zu der Betrachtung des ganzen Samenkorns zurück, so finden wir, dass die Samenschale fast im ganzen Umkreis dreischichtig ist; ausgenommen hiervon ist nur die Stelle, welche an den Scheitel der Cotyledonen anstösst, wo mehrere Schichten klebermehlhaltiger Zellen als Rest der Chalaza erhalten blieben und das Mikropylende oberhalb der Radicula, das von meist gebräunten und collabirten Zellen des Integument-Scheitels eingenommen wird und das ausserdem constant, einen blasigen Hohlraum zeigt, der von der angeschwollenen Anheftungszelle des Supensors herrührt.

Da das Schneiden des reifen Samens einige Schwierigkeit bereitet, so können wir, so weit wir uns nur über die Lage und den Bau des Embryo orientiren wollen, die Schnitte durch nicht ganz reifen, viel weicheren Samen führen. Mit Vortheil werden die Schnitte durch reifen und nicht völlig reifen Samen zu combiniren sein und erstere, wenn auch weniger vollkommen ausgefallen, für das Studium der Samenschale ausreichen. — Nachdem wir uns mit dem Bau des reifen Samens bekannt gemacht, gehen wir auf jüngere Zustände zurück und zwar legen wir da zunächst, um uns zu orientiren, die ganzen Samenkörner in Kalilauge. Die Samenanlagen gewinnen wir aber am besten, indem wir das Schötchen der Länge nach halbiren und aus jeder Hälfte nunmehr die Samenanlagen mit dem Skalpell herausholen. Die Samenanlagen lassen sich fast bis zum Zustand völliger Reife so weit durchsichtig machen, dass man sich über die Lage des Embryo genau orientiren kann. Der Embryo wird in Kalilauge schön grün, was daher rührt, dass die Stärkekörner quellen und die Chlorophyllkörner sichtbar werden. Wir sehen, indem wir immer jüngere Früchte vornehmen, dass der Embryo, und zwar zunächst vornehmlich dessen Cotyledonen, immer kürzer wird. Er zieht sich aus der unteren, aufwärts umgebogenen Hälfte der Embryosackhöhle immer mehr zurück. Samenanlagen

aus Früchten, die ohne Stiel etwa 5 *mm.* Höhe messen, zeigen den Embryo als einen kleinen Körper von herzförmiger Gestalt. Die beiden aus einander spreizenden vorderen Höcker sind die Anlagen der Cotyledonen. — Indem wir die eben geschilderten Entwicklungsstadien des Keimes verfolgen, stellen wir gleichzeitig fest, dass Endosperm nur an den beiden Enden des Embryosackes gebildet wird und vornehmlich am Chalazaende als kleiner, grün gefärbter Gewebekörper auffällt. Dieser letztere wird erst im fast reifen Samen von den Cotyledonen erreicht und verdrängt. Auch constatiren wir, dass die Testa aus den beiden Zellschichten des äusseren Integuments und der inneren Zellschicht des inneren Integuments hervorgeht. Diese letztere Schicht zeichnet sich frühzeitig durch ihren Substanzreichthum aus. Die zwischen dieser innersten Schicht und dem äusseren Integument gelegenen ein bis zwei Zelllagen werden allmählich gedehnt und zerdrückt, so dass sie schliesslich nur die, zwischen der zweiten und dritten Schicht der Samenanlage gelegene Haut bildet. — Um uns über den Bau des Eiapparats in der Samenknospe zur Empfängnisszeit zu orientiren, müssen wir uns an Alcoholmaterial wenden, das wir durch vorsichtigen Zusatz von Kalilauge bis auf den gewünschten Grad durchsichtig machen. Wir constatiren so die Existenz von zwei Gehülfinnen und einem Ei im Eiapparat, während die Gegenfüsslerinnen sehr schwer zu sehen sind. Der Bau der Samenknospen ist an frischen, in Wasser untersuchten, oder auch durch eine Spur von Kali noch durchsichtiger gemachten Objecten leicht zu verfolgen. Die Samenknospe ist campylotrop, das heisst, ihr Nucellus und Embryosack sind, so wie wir dies auf älteren Zuständen schon constatiren konnten, gekrümmt. Das äussere Integument ist zweischichtig, das innere im oberen Theile zweischichtig, weiterhin dreischichtig. Der Nucellus ist auf diesem Zustande bereits verdrängt, so dass der Embryosack direct an das innere Integument stösst. Der Funiculus hat ziemliche Länge, von einem Gefässbündel durchsetzt, das an der Chalaza endet und selbst in dem reifen Samen (Fig. 171 *A*, *v*) noch zu sehen ist. Sehr schön sind auf nächst älteren Entwicklungsstadien, und zwar am besten ohne Kalizusatz, die Embryonalanlagen zu überblicken. Wir constatiren, dass das befruchtete Ei zu einem etwa sechs Zellen langen Vorkeimfaden auswächst, dessen oberste, das heisst von der Mikropyle entfernteste Zelle, sich hierauf zum Embryokügelchen abrundet, während die unterste Zelle des Embryoträgers oder Suspensors, die Anheftungszelle, zu gleicher Zeit blasenförmig anschwillt, das ganze Nucellargewebe des Scheitels bis auf das Integument verdrängt und die Blase bildet, die wir auch noch im fertigen Zustande an dieser Stelle fanden. Diese angeschwollene Zelle dürfte die Nahrungsaufnahme für den Embryo vermitteln. Das Gewebe der Chalaza schwillt gleichzeitig bedeutend an und der Zellinhalt färbt sich dort dunkel. Dort sieht man auch alsbald die grünen Endospermzellen, die in geringer Anzahl auch die Keimanlage in der

Mikropylgegend umgeben. — Schon an solchen Präparaten stellen wir fest, dass das angeschwollene Embryokügelchen durch eine Scheidewand von dem Suspensor abgegrenzt ist und durch eine Längswand alsbald getheilt wird und welcher zunächst Querwände folgen. Dann nimmt dieses Embryokügelchen an Grösse und Zellenzahl zu, flacht sich etwas ab, worauf aus seinem vorderen Ende die Cotyledonen hervorsprossen. Diese stossen zunächst in der Mediane scharf an einander und erst nachträglich wölbt sich zwischen den beiden Cotyledonen der Vegetationskegel des Stämmchens hervor.

Wollen wir eingehende embryologische Studien anstellen, so müssen wir die Embryonalanlagen isoliren, was hier sehr leicht gelingt. Wir bringen nämlich zu diesem Zwecke die entsprechend grossen Samenanlagen in verdünnte Kalilauge, öffnen dieselben an dem Mikropylende und drücken mit der Nadel oder dem Deckglas ein wenig auf den Körper der Samenanlage, wobei der junge Embryo, mit oder ohne Suspensor, hervorzutreten pflegt. Wenn nicht in allen, so doch in den meisten Fällen, gelingt die Operation. Durch Zusatz von Wasser, eventuell, nach dem Auswaschen in Wasser, durch Zusatz von ein wenig Essigsäure, kann der Keim auf den gewünschten Grad von Durchsichtigkeit gebracht; er kann auch durch Zusatz von mit Wasser oder mit Wasser und Alcohol verdünntem Glycerin zur längern Aufbewahrung geeignet gemacht werden. Aeltere Keime müssen längere Zeit mit Kali behandelt, hierauf mit Essigsäure oder Salzsäure ausgewaschen und schliesslich noch mit Ammoniak neutralisirt werden, worauf sie sich ebenfalls in verdünntem Glycerin aufbewahren lassen.[2]) Selbst getrocknete Pflanzen sind für die Untersuchung zu verwerthen. Man behandelt zu diesem Zwecke die Früchte einige Minuten mit concentrirter Kalilauge, legt hierauf die Samenanlagen frei und schneidet sie mit dem Skalpell auf dem Objectträger, ohne Zusatz von Flüssigkeit, quer durch, etwa in halber Länge. Wird nun etwas destillirtes Wasser hinzugefügt, das Deckglas aufgelegt und auf dasselbe ein wenig gedrückt, so kommt die Embryonalanlage, falls sie nicht zuvor schon von selbst hervortrat, auf der Samenknospe heraus. Wird nun zum zweiten Mal Kalilauge zugesetzt, so erhält das Präparat meist die nöthige Durchsichtigkeit und Schärfe.[3]) Das Embryokügelchen muss gedreht werden können, was durch Verrücken des Deckglases geschieht. Mit Vortheil werden in den Flüssigkeitstropfen vor Auflegen des Deckglases passend dicke Rosshaarstückchen als Walzen gelegt. Da der Suspensor an sehr jungen Anlagen das Aufstellen in Scheitelansicht erschwert, so ist es vortheilhaft, den Suspensor mit scharfem Skalpell am Embryokügelchen abzuschneiden. — Die eingehende Untersuchung zeigt uns, dass das Embryokügelchen zuerst durch eine Längswand in zwei Hälften, dann jede Hälfte nochmals durch je eine Längswand in Quadranten zerlegt wird. Hierauf folgen in allen vier Zellen in halber Höhe Querwände und hiermit Octanten-Bildung. In allen acht Zellen treten jetzt perikline Wände auf, so dass acht äussere Zellen, „Hautzellen“, von acht inneren Zellen, „Binnenzellen“, getrennt werden. Hierauf werden die Hautzellen getheilt, zuerst durch Längs-, dann durch Querwände und auch weiterhin abwechselnd. In den Binnenzellen

sehen wir ebenfalls zunächst Längswände auftreten, dann Querwände, wobei es immer schwerer wird, die einzelnen Theilungsschritte zu verfolgen. In optischen Durchschnittsansichten des bereits vielzelligen Embryokügelchens ist zu bemerken, dass die unterste der inzwischen stark vermehrten Zellen des Suspensors in dieses Kügelchen vorspringt, in dieselbe aufgenommen wird und sie vervollständigt. Aus ihr geht die sogenannte Hypophyse der Keimanlage hervor. Sie theilt sich zunächst durch eine Querwand, dann die eine oder die beiden Tochterzellen durch Längswände. Bald darauf beginnen sich aus der vorderen Fläche der Kugel an zwei gegenüber liegenden Seiten die Cotyledonen zu erheben, die ganze Kugel flacht sich zugleich ab. Hat der Keim weiter an Grösse zugenommen, so wird im optischen Schnitt eine Sonderung seines Gewebes derart sichtbar, dass sich die in der Längsaxe liegenden gestreckten Zellen als Plerom, die sie umgebenden als Periblem unterscheiden lassen, letzteres aber von dem Dermatogen umgeben ist, das aus dem, durch die erste perikline Theilung gebildeten Hautzellen hervorging. Die untere Zellgruppe, welche den Keimling gegen den Suspensor abzuschliessen hat, geht aus der Hypophyse hervor. Dieselbe ist dreischichtig geworden. Die beiden äusseren Schichten bilden die „Schlusszellen" für das Dermatogen, die inneren für das Plerom. In unmittelbarer Umgebung der Hypophyse haben sich die Dermatogenzellen durch je eine perikline Wand verdoppelt und so ist eine Doppelkappe entstanden, welche die Keimlingsbasis umgiebt und zum Theil der Hypophyse, zum Theil dem angrenzenden Dermatogen ihren Ursprung verdankt. Die äussere Schicht dieser Kappe enthält die Mutterzellen der Wurzelhaube, während die innere Schicht den Dermatogenanschluss vermittelt. Hiermit ist die erste Gewebesonderung am Keime vollendet und weiterhin folgt nur noch fortschreitende Differenzirung und Ausbildung des Vorhandenen, die mit Zelltheilung und Zellstreckung verbunden ist. Wie der mediane Längsschnitt durch den älteren Keim lehrt, sind vornehmlich auch die Wurzelkappen an der Basis desselben vermehrt worden; es sind das drei bis vier nach innen zu an Ausdehnung verlierende Zellschichten, die aus den Zellen des Dermatogenanschlusses nach einander gebildet, in das einschichtige Dermatogen seitlich übergehen. Der Vegetationskegel des Stammes erhebt sich erst spät als kleiner, unscheinbarer Höcker zwischen den Cotyledonen.

Für das Studium des monocotylen Keimes wählen wir den gemeinen Froschbiss, Alisma Plantago.[4]) Dieses Object ist in der That für jene Untersuchung sehr geeignet und daher auch besonders häufig für dieselbe benutzt worden. Wir wollen uns vor Allem mit dem fertigen Zustande genau vertraut machen. Die Blüthe von Alisma Plantago enthält zahlreiche monomere Fruchtknoten: sie ist polycarpisch. Aus jeder Blüthe gehen somit zahlreiche Früchte hervor, die dicht aneinander gedrängt eine Sammelfrucht (Syncarpium) von dreieckigem Grundriss bilden. Jedes einzelne Früchtchen ist stark abgeflacht, nach oben zu etwas dicker, verkehrt eiförmig im Profil, mit einer medianen Rückenfurche. An der nach dem gemeinsamen Mittelpunkt der Sammelfrucht ge-

kehrten Bauchkante ist in halber Höhe ein kurzer, fadenförmiger Fortsatz zu sehen, der dem verdorrten Griffel entspricht. Wir wählen eine fast reife Sammelfrucht für die weitere Untersuchung, bringen eine einzelne Frucht zwischen die beiden Hälften eines halbirten Korkpfropfens und ziehen das Messer zwischen diesen beiden Hälften durch. Ohne Mühe gelingt es uns so, passende mediane Längsschnitte zu erhalten, während das Schneiden zwischen den Fingern, da die Fruchtschale zu hart ist, Schwierigkeiten macht. Gleichzeitig stellen wir uns in gewohnter Weise zwischen zwei Korkstückchen einige Querschnitte her. Die Längsschnitte untersuchen wir im Wasser, dem wir etwas Kalilauge hinzufügen. Für die Querschnitte genügt reines Wasser. Das Austreiben der Luft, das für das Studium der Fruchtschale auf Längsschnitten vorgenommen werden muss, besorgen wir durch kurzes Einlegen des Schnittes in Alcohol oder unter der Luftpumpe. Einzelne Längsschnitte legen wir auch in Carbolsäure ein und bekommen auf diese Weise Bilder, die in vortheilhafter Weise die übrigen ergänzen. — Der Längsschnitt, wenn richtig geführt, präsentirt sich wie die nebenstehende Fig. 172. Wir haben zunächst die relativ dicke Fruchtwandung, das Pericarp, das an seiner Oberfläche von der Epidermis (*ep*) überzogen wird. Diese ist, wie wir an Oberflächenschnitten gleich vergleichend feststellen können, an den Kanten aus kurzen, an den Flanken aus sehr langen Zellen gebildet. Diese Epidermis stellt, wie unser medianer Längsschnitt lehrt, einen ziemlich scharf abgesetzten Theil des Pericarps vor, und lässt sich daher als Epicarp bezeichnen. Auf die Epidermis folgt parenchymatisches Gewebe aus annähernd isodiametrischen, mässig verdickten, lückenlos verbundenen, mit Luft erfüllten Zellen: es bildet das Mesocarp (*m*). Folgen nach innen mehrere Schichten gestreckter sklerenchymatischer Elemente und repräsentiren das Endocarp (*en*). Ein genau medianer Längsschnitt trifft im Rücken



Fig. 172. Alisma Plantago. Medianer Längsschnitt durch die reife Frucht. *ep* Epicarp (Epidermis); *m* Mesocarp; *en* Endocarp der Fruchtwandung (Pericarp); *v* ein Gefässbündel in derselben; *v** das Ende des Gefässbündels; *st* der abgestorbene Griffel; *t* der Staubweg; *f* Funiculus des Samens mit dem Gefässbündel *fv*; *mp* Mikropyle; *ch* Chalaza-Ende; *ts* die Samenschale (testa); *hp* hypocotyles Glied des Keimes; *fl* erstes Blatt; *cl* Cotyledon. Vergr. 28.

der Fruchtschale einen an die Epidermis anlehnenden Schleimgang, welcher freilich nur in der unreifen Fruchtschale gut zu sehen ist, in der reifen hingegen fast inhaltleer erscheint und kaum von dem benachbarten Gewebe sich unterscheiden lässt. Nicht genau mediane Längsschnitte können hingegen ein Gefäss bündel (*v*) bloslegen, das, an das sklerenchymatische Endocarp anlehnend, im Rücken der Frucht aufsteigt, um erst an der Bauchkante und zwar in der unteren Hälfte derselben zu enden (bei *v**). In unserer genau medianen Figur ist ein in die Fruchtwandung eintretendes Gefässbündel (bei *v*) und auch das Ende eines solchen (bei *v**) zu sehen, während sein übriger Verlauf in einer anderen Ebene liegt. Unter der Insertionsstelle des verdorrten Griffels (*st*) springt die Bauchkante der Fruchtwandung vor und wird hier aus langgestreckten Zellen gebildet. Nach innen an diese anschliessend sieht man in günstigsten Fällen einen mit Luft erfüllten Gang (*t*), der, an den Staubweg des Griffels anschliessend, sich bis in die Basis der Fruchthöhlung verfolgen lässt. Es ist das der Weg, auf dem die Pollenschläuche zur Mikropyle der Samenknospe gelangten. Da die Samenknospe ihre Mikropyle der Rückenkante des Fruchtknotens zuwendet, so mussten diese Pollenschläuche nach Eintritt in die Fruchtknotenhöhle den Funiculus derselben umwachsen. — Epi-, Meso- und Endocarp sind an Querschnitten noch leichter als im Längsschnitt zu unterscheiden und die Furche in der Mediane des Rückens tritt jetzt in besonders auffälliger Weise vor. Etwas seitlich von der Mediane, an das Endocarp anschliessend, liegt je ein Gefässbündel und wird durch vorspringendes Sklerenchym geschützt. An den Flanken der Frucht ist das Mesocarp auf eine Zellschicht reducirt; die Epidermis, d. h. das Exocarp fast bis zum Schwinden der Zell-Lumina gedehnt. An der Bauchkante sind, soweit die Schnitte aus der oberen Fruchthälfte stammen, die beiden aus der Rückenkante kommenden Gefässbündel wiederzufinden. Unterhalb der Griffelinsertion fehlen hier die Gefässbündel, dagegen springt die Bauchkante der Frucht vor und zeigt an der Grenze des Mesocarps einen Kanal, denselben, den wir im Längsschnitt schon sahen. Wir kehren jetzt zu dem medianen Längsschnitt durch die Frucht zurück und fassen das Samenkorn ins Auge. Derselbe erfüllt fast vollständig die Fruchtknotenhöhle und ist an einem ziemlich langen, gekrümmten Funiculus (*f*) in centraler Lage im Grunde der Fruchtknotenhöhle befestigt. Ein Gefässbündel (*fv*) tritt in diesen Funiculus ein. Der Same ist campylotrop und von dem Embryo vollständig erfüllt. Als Testa (*ts*) ist nur eine dünne Haut vorhanden, die aus zwei deutlich unterscheidbaren Zellschichten besteht. Zwischen beiden sieht man stellenweise noch eine dritte zerquetschte Zelllage, die nach erfolgter Quellung in Kalilauge deutlicher hervortritt. Die innere Zellschicht der Testa ist stark an ihrer Innenseite verdickt. Die Mikropyle (*mp*) springt am Samen scharf vor. Das Wurzelende des Keims liegt derselben nach innen direct an. Dieses Wurzelende ist etwas angeschwollen

und wölbt sich in der Mitte warzenförmig vor. Hat der Schnitt den Keim genau median getroffen, so sieht man, dass der warzenförmige Vorsprung von zwei Wurzelkappen gebildet wird, die an ihren Rändern in die Epidermis übergehen. In halber Höhe des Samens ist am Embryo ein nach aussen gekehrter, schmaler Einschnitt zu sehen, in welchem der Vegetationskegel des Stämmchens liegt. Dieser Vegetationskegel ist von der Cotyledonarscheide umschlossen. Demselben entspringt eine median nach aussen (in unserem Bilde nach links) stehende Blattanlage, die den Einschnitt vollständig ausfüllt. Der zwischen diesem Vegetationskegel und dem Wurzelende befindliche Theil ist das Hypocotyl. Dasselbe wird von der Epidermis gedeckt, zeigt drei Schichten regelmässig zu Cylindermänteln angeordneter Rindenzellen und einen medianen Strang gestreckter Zellen, der von der Wurzelspitze gegen den Stamm-Vegetationskegel verläuft. Diese Rindenschichten haben am Scheitel nur eine Schicht gemeinsamer Initialen. Ueber diese läuft das Dermatogen, von dem zwei Wurzelkappen abgegliedert erscheinen. In eigenen Initialen gipfelt der centrale Strang, der als Plerom zu bezeichnen ist. Das Hypocotyl setzt sich in den einen Cotyledon fort. Derselbe zeigt sich, der Gestalt der Samenhöhle gemäss, umgebogen, verjüngt sich langsam gegen seine Spitze und erreicht schliesslich mit derselben das Chalazaende des Samens. Auch der Cotyledon besteht aus regelmässig hohlcylindrisch angeordneten Zellschichten und wird von einem centralen Strange gestreckter Zellen durchzogen. Dieser Strang biegt unter dem Vegetationskegel des Stämmchens ein und setzt sich in denjenigen des hypocotylen Gliedes fort (vergl. die Figur). Auch die Zellreihen der Rinde gehen mit sanfter Biegung aus dem Hypocotyl in den Cotyledon über. Derselbe hat im unteren Theil, wie das Hypocotyl, drei, weiter hinauf, seiner Verjüngung entsprechend, zwei, schliesslich e i n e Rindenschicht aufzuweisen. Der centrale Strang endet in einiger Entfernung von der Cotyledonarspitze. Vom Endosperm ist im reifen Zustande auch nicht eine Spur im Samen vorhanden. Der Keim selbst ist in allen seinen Zellen dicht mit Stärke erfüllt. — Die Querschnitte durch den Samen bieten nichts Neues mehr. Es präsentiren sich nur stets gleichzeitig zwei Querschnitte durch den Keim, getrennt durch einen schmalen Gewebestreifen, der in die innere Zelllage der Testa übergeht. Der Bau der Testa ist deutlicher als auf Längsschnitten. Die Keimquerschnitte zeigen die concentrische Anordnung der Zellschicht sehr schön.

Ueber die Entwicklungsgeschichte des Keimes, der Samen- und Fruchtschale wollen wir uns nur in den gröbsten Zügen orientiren. Um auch über die Anlage des Endosperms sichere Ansicht zu gewinnen, sind in Alcohol gehärtete Präparate nothwendig, die, bevor sie geschnitten werden, einen Tag in einem Gemisch von Alcohol und Glycerin zu liegen haben. Wir stellen uns somit aus frischem und aus Alcohol-Material eine Anzahl von Längsschnitten zwischen den Fingern her und zwar wählen wir zum

Schneiden Zustände aus, die in regelmässigen Abständen zwischen der Blüthe und der reifenden Frucht liegen. Durchmustern wir nun sorgfältig diese Präparate, so können wir an denselben eine im Wesentlichen richtige Vorstellung über die sich abspielenden Entwicklungsvorgänge gewinnen. Die Fruchtwandung bildet während ihres Reifens nur die im Fruchtknoten bereits vertretenen Elemente aus, wir wollen daher von ihr absehen. Die gekrümmte (campylotrope) Samenknospe füllt die Fruchtknotenhöhle zunächst nicht aus, es geschieht das erst während ihrer weiteren Entwicklung. Sie kehrt, wie wir schon wissen, ihre Mikropyle nach der Rückenkante des Fruchtknotens. Zwei, je zwei Zelllagen starke Integumente sind vorhanden. Der Embryosack hat frühzeitig den Nucellus verdrängt. Gleich nach vollzogener Befruchtung wird auch unter dem Drucke des sich vergrössernden Embryosacks die äussere Zelllage des inneren Integuments zerquetscht und resorbirt. Zerquetscht wird alsbald auch, doch ohne Resorption, die innere Zelllage des äusseren Integuments und so die Testa nur auf zwei deutlich sichtbare Zelllagen reducirt. An Alcohol-Präparaten sehen wir der Wand des Embryosackes freie Zellkerne in regelmässigen Abständen anliegen, sie gingen durch Theilung aus dem einen Embryosackkern hervor. Die aus dem befruchteten Ei hervorgegangene Embryoanlage erscheint alsbald als Zellfaden, Vorkeimfaden, an welchem die basale Zelle (die Insertionszelle) blasenförmig anschwillt. Meist sind es fünf vordere Zellen des Vorkeims, die sich hierauf durch Längswände theilen, während in drei hinteren Zellen diese Theilungen unterbleiben; so gliedert sich der Vorkeim in einen keulenförmigen Theil, die eigentliche Keimanlage und einen kurzen Stiel, den Suspensor, zu dem ausserdem die angeschwollene basale Zelle gehört. Hat der Embryosack annähernd seine definitive Grösse erreicht, so erfolgt Endospermbildung um die bisher frei vermehrten Zellkerne; doch ist diese Endospermbildung ausgiebiger nur an den beiden Enden des Embryosackes und nur wenige Schichten flacher Zellen werden zwischen der Embryoanlage und der Embryosackwandung ausgebildet. Die Keimanlage hat inzwischen eine gestreckt eiförmige Gestalt erhalten und hängt an der einen stark angeschwollenen und an drei bis vier, diese fortsetzenden, schmalen Suspensorzellen. Eine äussere Zelllage ist bereits als Dermatogen abgegrenzt. An der nach aussen gekehrten Seite, in halber Höhe der Keimanlage, wird alsbald eine seichte Ausbuchtung sichtbar, welche die Grenze zwischen dem kotylischen und hypokotylischen Keimtheil bezeichnet. Der untere an den Suspensor grenzende Theil schliesst sich gleichzeitig durch Bildung des Wurzelendes ab. An diesem Abschluss betheiligen sich die obersten Zellen des Suspensors, indem durch Theilung derselben das Dermatogen in eine doppelte Lage von Wurzelhaubeninitialen fortgesetzt wird. An nächst älteren Anlagen ist die seitliche Einbuchtung in halber Höhe des Keimes vertieft und es beginnt sich in ihr der

Vegetationskegel des Stämmchens auszubilden. Die unterhalb der Einbuchtung gelegene Hälfte der Embryonalanlage wird, wie schon berührt, zum hypocotylen Glied, die oberhalb gelegene zum Cotyledon, der somit zugleich mit dem hypocotylen Gliede und in unmittelbarer Fortsetzung desselben angelegt wird. Nach Ausbildung der vorderen Vertiefung und des Vegetationskegels des Stämmchens nimmt der Cotyledon rasch an Länge zu und verjüngt sich an seinem vorderen Ende. Er hat mit seiner Spitze die Krümmungsstelle des Embryosacks um die Zeit erreicht, wo die Endospermbildung beginnt. Er biegt sich um und wächst weiter dem Chalazaende des Embryosacks zu. An dem Vegetationskegel des Stämmchens wird die erste Blattanlage sichtbar. Schliesslich hat der Cotyledon die Chalaza erreicht, während gleichzeitig sein Wurzelende aufwärts rückt und nach Verdrängung des hier gebildeten Endosperms und des Suspensors die Mikropyle erreicht. Der Keim füllt jetzt den Embryosack aus, während alles Endosperm zugleich schwinden musste. Die Wandung des Embryosacks ist aber während dieser ganzen Entwicklungszeit deutlich geblieben, hat sogar an Dicke zugenommen und ist mit der inneren Schicht des inneren Integuments verwachsen, sich so an der Bildung der Testa betheiligend.

Das sind die wesentlichsten Züge der Samen- und Keimentwicklung. Wollten wir die Zellfolge in der Keimanlage studiren, so müssten wir die Keimanlage, so wie wir dies bei Capsella gethan, aus der Samenanlage befreien. Wir ziehen dann letztere zunächst unter dem Simplex mit den Nadeln aus dem Fruchtgehäuse hervor, öffnen sie an dem Mikropylende und drücken ein wenig mit der Nadel auf. Die Keimanlage tritt dann, ganz so wie bei Capsella, aus dem Embryosack hervor. Diese Operation ist in Wasser zu vollziehen, falls wir den Keim, nach der bei Capsella erprobten Art, weiter mit Kalilauge und Essigsäure behandeln wollen. Wir können hier aber auch die Keime in günstigster Weise mit einem Gemisch von gleichen Theilen Carbolsäure und Alcohol durchsichtig machen und befreien dann die Keime auch direct in dieser Lösung. Carbolsäure allein macht die Keime zu durchsichtig und ist somit nicht zu empfehlen.

Die beiden von uns untersuchten angiospermen Pflanzen führen uns recht typische, aber auch extreme Beispiele für die Keimentwicklung bei den dicotylen und monocotylen Pflanzen vor, Typen, welche weit entfernt sind, die ganze Mannigfaltigkeit der beobachteten Fälle zu erschöpfen. So giebt es unter den Dicotylen sogar Beispiele von Keimen, die nur ein Keimblatt besitzen (Carum Bulbocastanum, Ranunculus Ficaria) und bei Monocotylen solche, wo das Keimblatt seitlich von dem terminal angelegten Vegetationskegel des Stämmchens entsteht (Dioscoraceen, Commelyneen).[5])

Die Weizenkörner, Früchte von Triticum vulgare, wollen wir aber noch eingehender behandeln, wegen des besonderen Interesses, das sich an dieselben knüpft. Wir untersuchen entweder aufgeweichte oder, was gün-

stiger ist, eben gereifte Körner. Benutzen wir aufgeweichtes Material, so beachten wir, dass dasselbe nur eben denjenigen Grad von Weichheit, der beim Schneiden erwünscht ist, erreicht habe. — Das reife Weizenkorn[6]) zeigt in seiner Mediane an der inneren, d. h. der Vorspelze zugekehrten Seite, eine tiefe, der Bauchnaht des Fruchtknotens entsprechende Furche. Am Grunde der entgegengesetzten Seite ist der Keim als elliptisch umschriebene, nach unten in einen kegelförmigen Vorsprung auslaufende Vorwölbung sichtbar. Dem abgeflachten Scheitel des Kornes entspringen zusammenneigende Haare, das sog. Schöpfchen bildend. Zwischen diesen Haaren ragen wohl auch noch die fadenförmigen Reste der Griffel vor.

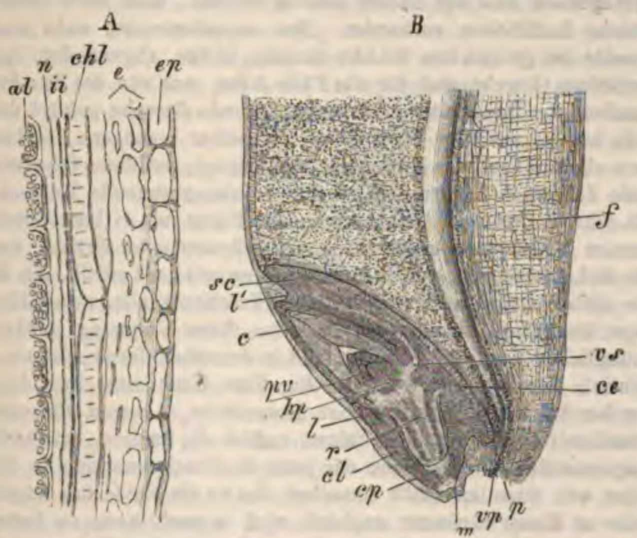


Fig. 173. Triticum vulgare. *A* Querschnitt durch die Frucht und Samenschale. An dieser *ep* die Epidermis, *e* an die Epidermis grenzende Schichten, *chl* die Chlorophyllschicht: diese alle gehören zur Fruchtwandung; *ii* die aus dem inneren Integument hervorgegangene Hülle; *n* die äusserste verdickte Schicht des Nucellus: diese zusammen bilden die Samenschale. *al* die Aleuronschicht des Endosperms. Vergr. 240. *B* medianer Längsschnitt durch den unteren Theil einer reifen Frucht. In dieser rechts unten der Keim mit dem Scutellum *sc*; *l'* der Ligula am Scutellum; *vs* seinem Gefässbündel; *ce* seinem Cylinderepithel; *c* dem Scheidentheil des Cotyledons; *pv* dem Stammvegetationskegel; *hp* dem hypocotylen Gliede; *l* der Ligula an demselben; *r* der Radicula; *cp* der Wurzelhaube der Radicula; *cl* der Wurzelscheide; *m* Austrittsstelle der Radicula, der Mikropyle der Samenknospe entsprechend; *p* der Fruchtstiel; *vp* Gefässbündel desselben; *f* Seitenwandung der Furche; *n* Nucellargewebe; *a* Aleuronschicht. Vergr. 14.

Das Weizenkorn ist nicht ein nackter Samen, vielmehr eine einsamige, trockne Schliessfrucht, eine Caryopse, an der wir somit die der Frucht und dem Samen zufallenden Theile werden auseinanderzuhalten haben.

Wir führen zunächst dünne Querschnitte etwa in halber Höhe des Korns und untersuchen dieselben in Wasser oder Glycerin, dann auch nach Zusatz von Kalilauge. Die complicirteren Verhältnisse in der Furche lassen

wir zunächst unberücksichtigt und halten uns an andre Stellen des Korns. Wir finden an der Schale zu äusserst eine ein- bis mehrschichtige Lage ziemlich stark und annähernd gleichmässig verdickter Zellen, deren Wände stark lichtbrechend und gelblich sind, in Kalilauge stark gelb sich färben. Die äussere Schicht dieser Zellen ist die Epidermis (*ep*, Fig. 173 *A*), die tiefer gelegenen (*e*) gehören dem inneren Gewebe der Fruchtwandung an und zeigen sich in den innersten Lagen grösstentheils obliterirt. Auf dieses äussere Gewebe folgt eine Schicht tangential gestreckter, gerader, oder auch mehr oder weniger gekrümmter Zellen (*chl*), die durch zahlreiche schmale, quer gestellte Tüpfel ausgezeichnet sind. Zwischen den äusseren Schichten dieser getüpfelten und der nächst inneren Schicht, sind mehr oder weniger zahlreiche Luftlücken vorhanden. Nur ausnahmsweise sieht man an der Innenseite der getüpfelten Schicht einzelne, kleine, abgerundete Zellen. Die aufgezählten Gewebe sind für alle Fälle Alles, was von der Fruchtwandung vorhanden ist. Das weiter nach innen folgende Gewebe gehört dem Samen an. Es ist das zunächst eine dünne, scheinbar homogene, farblose Haut, die aus einer obliterirten Zellschicht hervorging; auf diese folgt eine ebenso schmale Zellschicht, deren seitlich schwer abzugrenzende Lumina braunen Inhalt führen (beide Zellschichten in der Figur mit *ii* bezeichnet). Beide zusammen bilden die Samenschale. Alle Elemente der Frucht- und Samenschale sind, so weit sie noch ein Lumen führen, mit Luft erfüllt. An die Samenschale schliesst eine relativ dicke, stark lichtbrechende, weisse Haut an (*n*), die der äussersten Schicht des Nucellus ihren Ursprung verdankt. Die ursprünglichen Lumina der Zellen sind in derselben durch schmale, körnige, tangentiale Streifen angedeutet. An diese Haut setzt nun die uns von früher her bekannte Schicht radial gestreckter, Aleuron führender Endospermzellen (*al*) an; auf diese folgen endlich die inneren, Stärke führenden Endospermzellen. — Verfolgen wir jetzt die Fruchtwandung in die Furche, so sehen wir, dass innerhalb derselben das an die Epidermis anschliessende Gewebe an Masse zunimmt; zugleich wird es nach innen zu fortschreitend grosszelliger. In der Mediane selbst nehmen seine Elemente wieder an Grösse ab, werden dünnwandig, interstitienlos und bergen das schwach entwickelte Gefässbündel in ihrer Mitte. Nach innen geht das dünnwandige Gewebe in eine quere Gewebeplatte aus stärker verdickten, radial angeordneten Zellen über, deren Wände graubraun, in Kali gelbbraun gefärbt erscheinen. Die Samenschale faltet sich in der Tiefe der Furche auf beiden Seiten ein. Die quer getüpfelte Schicht (*chl*) der Fruchtwandung folgt der Samenschale, schwillt aber zugleich an und wird chlorophyllhaltig. In der Tiefe der beiden Falten vermehrt sich das chlorophyllhaltige Gewebe und zeigt grosse Luftlücken. Die Samenschale endet an den Seiten der graubraunen Gewebeplatte. Die äussere Nucellarschicht geht andererseits in ein Polster aus stark verdickten, weissglänzenden Zellen über, welches die Innenfläche der graubraunen Gewebeplatte deckt. Die Aleuronschicht fehlt oft mehr oder weniger vollständig vor dem Nucellarpolster. Der Endospermkörper zeigt sich noch stärker eingefaltet als die Samenhaut. Eine scharfe Grenze zwischen den Geweben des Samens und der Frucht ist in der Furche nicht vorhanden. — Ein Schnitt von der Oberfläche des Kornes zeigt uns, dass die Epidermis und das anschliessende

Gewebe der Fruchtwandung aus longitudinal gestreckten, das Gewebe der getüpfelten Schicht hingegen aus tangential gestreckten, somit die Aussenschichten rechtwinklig schneidenden Zellen besteht.

Jetzt müssen wir es versuchen, einen genau medianen Längsschnitt durch das reife Weizenkorn zu erhalten, wozu wir aber keinenfalls lufttrockene, vielmehr aufgeweichte, oder besser noch, eben gereifte Körner benutzen. Besonders schön zeigt sich uns der Keim an Schnitten, die wir in Carbolsäure untersuchen, oder die wir mit Kalilauge behandeln und hierauf in Glycerin legen. Wir haben den Schnitt zunächst bei schwacher Vergrösserung zu betrachten und gehen nur für das detaillirte Studium der einzelnen Theile zu stärkeren Vergrösserungen über. Wir beginnen mit dem Keim. Derselbe liegt schräg dem Grunde des Endospermkörpers an (vergl. Fig. 173 *B*). Er berührt denselben mit dem Schildchen (Scutellum *sc*). Das Schildchen erscheint im Längsschnitt als ein flaches Gebilde, das sowohl an seinem oberen als auch an seinem unteren Rande mit einem stumpfen Fortsatze frei endet. Unter dem oberen Rande entspringt der Innenfläche des Schildchens ein kurzer Auswuchs (vergl. die Figur), der als Ligulargebilde (*l'*) aufzufassen ist. An das Schildchen grenzt, in der oberen Hälfte des Keims, der scheidenförmige Keimblatttheil, die rings geschlossene Cotyledonarscheide (*c*). Diese Scheide umfasst mehrere, nach innen zu an Grösse abnehmende Laubblattanlagen. Die grösste dieser Blattanlagen steht median nach aussen. Zwischen den jüngsten Laubblattanlagen liegt der, in dieser Ansicht relativ schmal und steil erscheinende Vegetationskegel (*pv*). Derselbe bildet mit den Laubblattanlagen zusammen das Knöspchen, die Plumula. Getragen wird die Plumula und der Cotyledon von dem Stengelchen, dem Hypocotyl (*hp*). Dasselbe wächst an seiner Aussenseite in eine kleine freie Ligula (*l*) aus. An das Hypocotyl schliesst das nach unten und etwas schräg nach vorn gerichtete Würzelchen (Radicula) (*r*). An diesem zeichnet sich schon bei schwacher Vergrösserung der innere, an seinem Scheitel kegelförmig abgeschlossene Pleromkörper, der von Periblem und Dermatogen umgeben wird, aus. Das Periblem und Dermatogen laufen am Scheitel in eine einzige Zellschicht zusammen. In der Mitte des Pleromkörpers ist die Anlage des ersten Gefässes sehr leicht zu sehen und bis an den Pleromscheitel hin zu verfolgen. Als heller Deckel liegt auf der Wurzelspitze die Wurzelhaube (*cp*). Diese ganze Wurzelanlage steckt in einer geschlossenen Scheide, der Coleorhiza (*cl*), und ist gegen dieselbe scharf durch eine helle Linie, welche den verdickten Wandungen ihrer Dermatogenzellen entspricht, abgesetzt. Diese helle Linie verliert sich an der Wurzelspitze zwischen dem Wurzelkörper und der Wurzelhaube. An ihrer Basis geht die Wurzelscheide in das Gewebe des hypocotylen Gliedes über. An ihrem die Wurzelspitze umhüllenden Scheitel ist die Scheide zu einem warzenförmigen, hell sich zeichnenden Vorsprung angeschwollen (vergl. die Figur). Ein Strang gestreckter Zellen (*vs*) lässt sich aus dem hypocotylen Gliede in das Schildchen verfolgen; ausserdem fallen die Epidermiszellen (*ce*) an der Aussenfläche des Schildchens durch ihre bedeutende radiale Streckung auf. — Das Schildchen ist ein scheibenförmiger Auswuchs der Cotyledonarbasis und somit zum Cotyledon zu rechnen. Es verbleibt im Samen bei der Keimung und dient als Saugorgan. Die Nah-

rungsaufnahme wird vermittelt durch die cylindrischen Epidermiszellen (Cylinderepithel) und dauert so lange fort, bis dass alle Reservestoffe des Endosperms erschöpft sind. — Ueber den Bau der Frucht- und Samenschale, sowie denjenigen der inneren Gewebe des Samens werden wir rasch hinweggehen können. Wir sehen, dass der Embryo nach aussen unmittelbar der Samenschale anliegt. Die Fruchtschale ist hier etwas dicker, doch lockerer gebaut. Unter dem warzenförmigen Scheitel der Coleorhiza, das heisst der Stelle, an welcher das Würzelchen bei der Keimung hervortreten soll, ist die Schale auf die Epidermis der Fruchtwandung und auf die Samenwandung reducirt und zeigt hier eine Einsenkung (*m*). Die Frucht ist mit einem kurzen Stiel (*p*) an der Aehrchenspindel befestigt. Wir sehen hier das Gefässbündel (*vp*) eintreten, das in dem mit der Fruchtwandung verschmolzenen Funiculus des Samens aufwärts läuft. Nach innen zu von diesem wenig sich markirenden Gefässbündel liegt ein viel auffälligerer Strang aus graubraunen, gestreckten, flach getüpfelten Zellen, die uns bereits im Querschnitt auffielen. Das Gefässbündel selbst ist in zartwandigen, farblosen, wenig gestreckten Zellen eingebettet. Nach innen, vor dem graubraunen Strange, liegt die uns auch schon bekannte, mehrschichtige Lage von Nucellarzellen mit ziemlich starken, weissen Wänden und an diese grenzt erst die Aleuronschicht des Endosperms. Diese löst sich leicht von den Nucellarzellen ab, so dass der Samen an dieser Stelle oft eine Luftlücke zeigt. Gegen den Keim hin ist das Endosperm nicht durch eine Aleuronschicht abgegrenzt, wohl aber durch eine ziemlich dicke Haut aus gequollenen Zellwänden, welche Endospermzellen entstammen, die durch den sich vergrössernden Keim verdrängt und zerquetscht worden waren. Auch genau mediane Schnitte von geringer Dicke pflegen eine Seitenwand der Rückenfurche (*f*) zu enthalten und diese zeigt uns somit die Fruchtwandung von der Fläche. Da muss uns denn von Neuem die Kreuzung der längsgestreckten Epidermis und der quergestreckten Innenschicht auffallen. Am Scheitel der Frucht sind die Epidermiszellen zu langen einzelligen, fast bis zum Schwinden des Lumens verdickten Borsten ausgewachsen, welche das Schöpfchen der Frucht bilden.

Zur Vervollständigung des Bildes sind noch auf einander folgende Querschnitte durch die den Keim bergende Partie der Frucht nothwendig. Da der Keim schräg dem Endosperm anliegt, so muss die Frucht beim Schneiden entsprechend gehalten werden. Bei weitem besser ist es, die Querschnitte mit dem Radicularende des Keimes zu beginnen, doch fällt der obere Theil der Cotyledonarscheide aus den Schnitten heraus, sobald diese die Cotyledonarbasis überschreiten. Die fehlenden Schnitte müssen in entgegengesetzter Richtung aus einer andern Frucht ergänzt werden. Um in der entgegengesetzten Richtung schneiden zu können, werden wir die betreffende Frucht am besten auf die Spitzen einer Pincette spiessen. Die erhaltenen Schnitte empfiehlt es sich wieder in Carbolsäure oder Chloralhydrat zu untersuchen, und schreiten wir mit unserer Betrachtung von der Radicula gegen die Plumula vor. Der erste Schnitt durch den Keim trifft nur die Spitze der Coleorhiza. Der zweite zeigt uns innerhalb der Coleorhiza den Scheitel der Radicula. Die Coleorhiza setzt an der einen Seite dem muldenförmig vertieften Scutellum an. Von diesem wie von dem

Gewebe der Radicula sticht das Gewebe der Coleorhiza durch seine lufthaltigen Intercellularräume ab. Auf nächst höheren Schnitten ist die Anlage des centralen Gefässes in der Radicula zu sehen; eine mit lufthaltigen Intercellularräumen versehene innere Rinde beginnt von einer luftfreien äusseren abzustechen. Höher hinauf zeigt die Veränderung, welche die innern Gewebe erfahren, an, dass wir in das hypocotyle Glied gelangt sind. Zu beiden Seiten in lateraler Lage entspringen der Basis des hypocotylen Gliedes die Anlagen je einer Seitenwurzel. Sie richten ihre Spitze schräg nach aussen und haben die Coleorhiza so weit verdrängt, dass sie mit ihrem Scheitel die Samenschale fast berühren. Unmittelbar über diesen Seitenwurzeln, die nur wenig in ihrer Entwicklung der Hauptwurzel nachstehen, befinden sich zwei andere, jüngere, sonst genau eben so orientirte Seitenwurzeln. Dieses obere Wurzelpaar ist noch nach allen Richtungen hin gleichmässig in dem Gewebe der Coleorhiza eingeschlossen. Die nämlichen Schnitte, welche das oben erwähnte Wurzelpaar treffen, zeigen auch an der Aussenseite des Keimes die Ligula. Ein nächst höherer Schnitt führt uns bereits die Basis der stengelumfassenden, allseitig geschlossenen Cotyledonenscheide vor, die auf der einen Seite mit dem Scutellum verschmolzen, im übrigen frei ist. Im hypocotylen Gliede zeichnen sich deutlich die Procambiumstränge. Einige derselben enthalten bereits ein differenzirtes Schraubengefäss. Ein Procambiumstrang tritt median in das Scutellum ein und giebt bei seinem Austritt je einen Seitenzweig an die Cotyledonarscheide ab. Auch hierdurch documentirt sich wieder die Zusammengehörigkeit von Scutellum und Cotyledonarscheide, die beide vereint den Cotyledon bilden. Der nächste Querschnitt legt den Vegetationskegel und drei Laubblatt-Anlagen frei. Das erste Blatt steht median nach aussen, dem Cotyledon somit gegenüber, die weiteren Blattanlagen folgen in derselben Weise alternirend nach $^1/_2$. Die Blätter sind stengelumfassend, das älteste zeigt zahlreiche, wohl differenzirte Procambiumstränge und diesen entsprechende innere Rippen. Die Cotyledonenscheide begnügt sich hingegen mit den beiden Bündelzweigen, die sie erhielt und die sich lateral stellen. Weiter hinauf ist die Cotyledonenscheide auch gegen das Scutellum frei, der Hohlraum, den sie einschliesst, verengt sich immer mehr nach oben. Bis zuletzt bleibt aber diese Scheide rings geschlossen, ohne eine nach aussen mündende Furche. Diese verwächst nämlich während der Entwicklung des Keimes frühzeitig und es wird die Cotyledonarscheide bei der Keimung an ihrem Scheitel von der Plumula durchbrochen. In der Höhe des Stamm-Vegetationskegels zeigt das Scutellum an seinen Rändern einen zahnartigen, der Cotyledonaroberfläche anliegenden Auswuchs. Dieser Auswuchs gehört, wie derjenige am hypocotylen Gliede, in die Kategorie der Ligularbildungen; seinen oberen Rand haben wir bereits an Längsschnitten gesehen. — Betrachten wir nach erfolgter Orientirung den am Korn haftenden Keim von aussen, so constatiren wir jetzt, dass an demselben ausser der Radicula auch die beiden untern, stärkeren Seitenwurzeln als Vorsprünge zu sehen sind. Diese beiden Seitenwurzeln sind durch einen, nach oben vorgewölbten Wulst verbunden. Tangentiale Längsschnitte, die wir hierauf, von aussen nach innen fortschreitend, durch den Keim führen, zeigen uns zunächst, dass

der bogenförmig zwischen den beiden Seitenwurzeln vorspringende Wulst die Ligula ist. Um diese gut zu sehen, muss man, was leicht gelingt, vor dem Ausführen des betreffenden äussersten Schnittes die Schale entfernen. Die nächstfolgenden Schnitte sind dadurch interessant, dass sie uns gleichzeitig die Radicula und die Anlagen der beiden Seitenwurzelpaare vorführen. Die Insertion der letzteren ist hierbei leicht zu verfolgen. Der Vegetationskegel des Stämmchens erscheint in dieser Ansicht breiter und weniger steil.

Es wäre eine zu weit gehende Aufgabe, die Keimentwicklung auch beim Weizen zu verfolgen, auch ist ja ohne eine solche der Bau des Keimes bereits zu verstehen. — Von dem Bau der das Korn deckenden Schale können wir hingegen ohne Zuhilfenahme der Entwicklungsgeschichte unmöglich eine richtige Vorstellung uns bilden. Wir wollen diese Entwicklungsgeschichte daher, wenn auch nur in den gröbsten Zügen, zu gewinnen suchen. — Der Fruchtknoten zur Zeit der Blüthe zeigt sich als ein verkehrt conisches Gebilde, das sich nach seinem Scheitel zu erweitert und hier stumpf endet. Dieser stumpfe Scheitel ist mit Borstenhaaren besetzt und trägt in seiner Mitte zwei lateral orientirte, auseinanderspreizende Griffel. Diese Griffel sind federartig verzweigt, entsprechend den Anforderungen der Bestäubung, die durch Vermittlung des Windes vollzogen wird und eine möglichst grosse Narbenfläche als Fangapparat verlangt. An den zarten Seitenzweigen, welche den sich allmählich verjüngenden Griffeln entspringen, und die wir als Narbenzweige bezeichnen können, wächst jede einzelne Zelle seitlich in eine freie Spitze aus, was den betreffenden Zweigen ein gezähntes Aussehen verleiht. In älteren Blüthen sieht man Pollenkörner in grosser Zahl an den Zweigen haften und zu der einzigen runden Austrittsöffnung, die sie besitzen, den Pollenschlauch treiben. Dieser wächst dem Narbenzweig entlang auf den Griffel und wird durch das Gewebe desselben in die Fruchtknotenhöhle geleitet. — Die mediane Längsfurche an der Innenseite des Fruchtknotens ist als Bauchnaht des einen, den Fruchtknoten bildenden Fruchtblattes aufzufassen, sie hat jetzt nur geringe Tiefe. Wie der mediane Längsschnitt zeigt, füllt die eine, mit zwei Integumenten versehene, anatrope, etwas gekrümmte Samenknospe die Fruchtknotenhöhle völlig aus. Der Funiculus der Samenknospe ist mit der Fruchtknotenwandung an deren Bauchnaht verwachsen. Die Verwachsungsstelle entspricht somit der äusseren Furche. Das schwache Gefässbündel, das hier läuft, ist als zur Samenknospe gehörig aufzufassen. Querschnitte führen uns noch zwei schwache, lateral orientirte Gefässbündel vor, die in dem Parenchym der Fruchtknotenwandung verlaufen und die beiden Griffel versorgen. Längs- respective Querschnitte, auf einander folgenden Entwicklungszuständen entnommen, zeigen die rasche Vergrösserung des Embryosacks nach der Befruchtung. Die an Grösse zunehmende Keimanlage tritt uns gleichzeitig in den Schnitten entgegen. Der Nucellus wird bis auf die äusserste, sich frühzeitig markirende Zellschicht verdrängt. Zugleich füllt sich der Embryosack mit Endosperm, an welchem die äusserste Schicht, die spätere Aleuronschicht, alsbald durch ihren Inhalt absticht. Das äussere Integument, das wie das innere zweischichtig ist, ist sehr bald resorbirt worden; es bestand aus zarten, longitudinal gestreckten

Zellen und war von Anfang an nicht leicht nachzuweisen. Gleichzeitig schwand bis auf geringe Ueberreste die aus farblosen, zarten Zellen gebildete innere Epidermis der Fruchtknotenwandung. Hingegen bleibt erhalten die an diese Epidermis stossende, sich scharf markirende, chlorophyllhaltige Zellschicht. Diese ist es, die wir im fertigen Zustande als tangential gestreckte, mit radial gerichteten schmalen Tüpfeln versehene Zelllage wiederfinden. Das ganze zwischen dieser Chlorophyllschicht und den äussersten Schichten der Fruchtknotenwandung gelegene lockere parenchymatische Gewebe wird verdrängt und zum Theil resorbirt und es bleibt somit im fertigen Zustande von der Fruchtknotenwandung nur die innere Chlorophyllschicht, die äussere Epidermis und einige an dieselbe angrenzenden Zellschichten übrig. Auf den Schnitten mittlerer Entwicklungszustände trennt sich die Chlorophyllschicht sehr leicht von den nach aussen an sie grenzenden, in Resorption begriffenen Geweben, daher es den Anschein hat, als gehöre die Chlorophyllschicht mit zur Samenschale. Letztere besteht aus den beiden Zellschichten des inneren Integuments und den bis zum Schwinden des Lumens verdickten Zellen der äussersten Nucellarschicht. Diese Nucellarzellen verdicken hierbei nur die Aussen- und Innenwand, nicht die Seitenwände, die somit bis zuletzt zart bleiben, aber schliesslich kaum mehr zu unterscheiden sind. — Das Längenwachsthum des Fruchtknotens während seiner Umbildung zur Frucht ist bedeutend, so dass die Frucht etwa die achtfache Höhe des Fruchtknotens erreicht, von 1 auf 8 *mm*. Das Breitenwachsthum ist hingegen nur gering und steigt etwa nur von 1 auf 1,5 *mm*. — Während es seine definitive Grösse erreicht, wird das Korn intensiv grün gefärbt und erreicht die sogenannte Grünreife. Diese grüne Färbung wird veranlasst durch die Resorption der mittleren Gewebe der Fruchtknotenwandung und das Herantreten der Chlorophyllschicht an die Aussenschichten. Hierauf werden die Chlorophyllkörner in der Chlorophyllschicht desorganisirt und das Korn erscheint nun gelbreif, durch die Gelbfärbung der Wände der Epidermis und der stark verdickten, dieser angrenzenden Aussenschichten.

Wie der Landwirth zu seinem Nachtheil oft erfahren muss, keimt das gereifte Weizenkorn sehr leicht und wir wollen diese seine Eigenschaft benutzen, um die ersten Keimungsstadien zu betrachten. Es reicht hin, dass wir die reifen Früchte in feuchte Sägespähne einlegen, ja es genügt, dass wir reife Aehren mit dem unteren Theile in einem Wasserglase mehrere Tage lang stehen lassen. Die Schale des Korns wird zunächst an der schwächsten, der Mikropyle des Samens entsprechenden Stelle (*m*) durchbrochen und es wölbt sich die Coleorhiza hervor, aus deren Spitze alsbald die sich rasch verlängernde Radicula hervortritt. Die Coleorhiza umfasst dieselbe an ihrer Basis als Scheide. Oberhalb dieser Stelle treten hierauf die Seitenwurzeln des unteren Paares hervor, an ihrer Basis von ihren zunächst sich verlängernden Wurzelscheiden dann ebenfalls umgeben. Der ganze Keim schwillt bedeutend an und sprengt mehr oder weniger vollständig die ihn deckende Schale. Hebt man dieselbe ab, so kann man leicht mit der Lupe zwischen der Basis der beiden Seitenwurzeln die Ligula sehen. Die Cotyledonarscheide streckt sich und nimmt grünliche Färbung an. Sie wird erst, nachdem sie wohl das 50fache ihrer ursprüng-

lichen Länge erreicht, an ihrer Spitze von dem lebhaft grünen ersten Laubblatte durchbrochen. Wesentlich später als das untre tritt das zweite, obere Seitenwurzelpaar hervor. Der ursprüngliche Abstand der Theile bleibt in der Gegend der Anlage der Seitenwurzeln erhalten und zeigt, dass das Hypocotyl kein wesentliches Längenwachsthum erfährt. Die Seitenwurzeln holen alsbald die Hauptwurzel in der Entwicklung ein, eine Pfahlwurzel wird somit selbst auf den Keimungsstadien nicht ausgebildet. — Von einem Keimling, der bereits alle seine Wurzelanlagen hervorgetrieben hat, schneiden wir jetzt die lang gewachsenen Theile ab und führen hierauf einen medianen Längsschnitt durch die Frucht. Es zeigt sich nun leicht, dass der Vegetationskegel so ziemlich noch in seiner alten Stellung verblieben und nur eine Anzahl neuer Blattanlagen erzeugt hat. Das Scutellum hat überhaupt nicht an Grösse zugenommen, wohl aber sein „Cylinderepithel". Dessen Zellen haben sich noch mehr gestreckt und seitlich mehr oder weniger vollständig isolirt, so dass sie Haaren gleichen; sie führen reichen protoplasmatischen Inhalt. — Von grossem Interesse ist es für uns jetzt ein wenig von dem Endospermgewebe in einem Wassertropfen zu zertheilen und bei starker Vergrösserung zu untersuchen. Unter mehr oder weniger zahlreichen, noch unversehrten Stärkekörnern treten uns da solche entgegen, welche unter der Einwirkung des bei der Keimung gebildeten diastatischen Ferments corrodirt worden sind. Solche Körner sehen eigenthümlich verändert aus. Stellenweise noch weiss, von der ursprünglichen Dichte ohne deutliche Schichtung, sind sie an anderen Stellen durchsichtig scharf geschichtet, die concentrischen Schichten von mehr oder weniger dichten radialen Streifen durchsetzt. Viele Körner sehen dabei wie von Würmern minirt aus. Schliesslich werden solche Körner vollständig aufgelöst.

Dieselben Orchideen, die wir zum Studium der Befruchtungsvorgänge benutzten, sollen uns auch noch zur Beobachtung der Keimentwicklung dienen, welche bei diesen Pflanzen, wie auch sonst meist bei Humusbewohnern, auf dem ersten Stadium der Entwicklung stehen bleibt, so zwar, dass der Embryo erst während der Keimung eine weitergehende Gliederung erfährt. Bei **Orchis pallens** sind etwa 14 Tage nach der Befruchtung, somit im ganzen 4 Wochen nach der Bestäubung, die Keime in dem für uns erwünschten Stadium. Der Luft wegen, die den Hohlraum unter dem Nucellus erfüllt und auch zwischen den Integumenten haftet, müssen die Präparate entweder ausgepumpt werden, oder, was in den meisten Fällen ausreicht, durch Druck durchsichtig gemacht werden. Durch leichten Druck auf das Deckglas wird nämlich gerade die störende, zwischen den Integumenten befindliche Luft verjagt und die Embryonalanlage nunmehr leicht sichtbar. Dieselbe zeigt zu der betreffenden Entwicklungszeit eine auffallende Eigenthümlichkeit, ihr basales, der Mikropyle zugekehrtes Ende, ist nämlich schlauchförmig zu der Mikropyle hervorgewachsen und hat sich durch fortgesetzte Theilung in einen Zellfaden verwandelt. Dieser Faden, der Suspensor, ist etwa acht Zellen lang und verjüngt sich an seinem Ende. Seine Zellen führen je einen leicht sichtbaren Zellkern und Stärkekörner. Sie liegen in der Fruchtanlage dem Funiculus und der Placenta an und dienen dazu, die Nahrungsstoffe aus der Umgebung aufzunehmen und der Embryonal-

anlage zuzuführen.[7]) Damit hängt zusammen, wie wir das durch Zusatz von Schwefelsäure nachweisen können, dass der Suspensor einer Cuticula entbehrt, während die Embryonalanlage von einer solchen umgeben ist. Der Embryo hat eiförmige Gestalt ohne weitere äussere Gliederung. Er füllt die Embryosackhöhle annähernd aus. Endosperm wird nicht gebildet, der Embryosackkern und die Kerne der Gegenfüsslerinnen sind verschwunden. Dabei hat die ganze Samenanlage kaum an Grösse zugenommen. — Vergleichen wir jüngere Fruchtanlagen, so können wir leicht constatiren, dass das einzellige Ei durch quere Theilungen sich zunächst in einen kurzen Zellfaden, den Vorkeim, verwandelt, dass hierauf die scheitelständigen, das heisst, dem Embryosackinnern zugekehrten Zellen dieses Fadens durch Längswände in Quadranten zerlegt werden. Es folgen dann perikline, antikline und radiale Wände und verwandeln die ganze Anlage in einen ovalen Zellkörper. Gleichzeitig wachsen die basalen, das heisst der Mykropyle zugekehrten Zellen, zu dem Suspensor aus. Untersuchen wir die lufttrocknen reifen Samen aus einer etwa acht Wochen alten Fruchtkapsel, so finden wir dieselben stark gebräunt und von reichlich eingedrungener Luft undurchsichtig. Mit Alcohol können wir die Luft entfernen und bekommen brauchbare Bilder. Noch besser werden dieselben, wenn wir die Samen hierauf mit Kalilauge und dann mit Jodjodkalium behandeln. Der Embryo ist ellipsoidisch. Der Inhalt seiner Zellen färbt sich gelbbraun, er besteht aus Klebermehl; die Scheidewände werden gut sichtbar. An der Basis des Embryos sieht man die gebräunten Reste des Suspensors; ausserhalb der Mikropyle ist derselbe nicht mehr zu finden. Der Embryo füllt die Höhlung des Embryosacks aus und hat auch nach den Seiten hin das innere Integument verdrängt. Die Zellen des äusseren Integuments sind cutinisirt, doch nur an den welligen Seitenwänden und der Innenwand, wie dies der Zusatz von concentrirter Schwefelsäure lehrt; in dieser schwindet alsbald auch der Inhalt des Embryos und nur dessen Cuticula bleibt erhalten.

Ganz dieselben Entwicklungsvorgänge können wir bei Gymnadenia conopsea constatiren. Unter zahlreichen der durchmusterten Samenanlagen, welche die zur Mikropyle hervorgetretenen Suspensoren bereits zeigen, werden wir wohl einzelne finden, die zwei Embryonalanlagen einschliessen und somit zwei Suspensoren zur Mikropyle hervorstrecken. Es handelt sich hierbei um Ausnahmefälle, wo zwei Eier in demselben Embryosack vorhanden waren und zugleich befruchtet wurden.[8])

Die dritte der von uns schon untersuchten Orchideen, Epipactis palustris, bildet hingegen keinen Suspensor.[9]) Wir sehen, dass die ganze, durch quere Wände in meist drei Zellen zerlegte Embryonalanlage sich durch verschieden orientirte Wände theilt und in einen eiförmigen Keim verwandelt. Es bestehen somit Verschiedenheiten ie der Embryonalentwicklung selbst innerhalb einer und derselben Familie. Einige Orchideen haben sogar verzweigte Suspensoren welche die ganze Samenanlage umgreifen aufzuweisen und auch bei manchen Dicotyledonen (so bei Tropaeolum) bilden die Suspensoren merkwürdige Auswüchse..

Nicht minder leicht können wir bei Monotropa unsere Beobachtungen auf die gleich unvollkommen bleibende Embryonalentwicklung ausdehnen.

Hier wird, wie wir bereits gesehen haben, alsbald Endospermbildung durch Theilung des Embryosacks eingeleitet. Dieses Endosperm bleibt wenigzellig und bildet schliesslich einen länglich ellipsoidischen Körper, der nach oben und unten mit zwei inhaltsleeren Zellen endet, welche die beiden Enden des Embryosacks einnehmen. Die Endospermbildung beginnt etwa an dem fünften Tage nach erfolgter Bestäubung. In der Zeit, wo die erste Theilung im Embryosack zu sehen ist, fängt das befruchtete Ei sich schlauchförmig zu strecken an. Nach dem vierten Theilungsschritt im Embryosack pflegen die Gegenfüsslerinen zu schwinden. Das sich zum „Vorkeim" streckende Ei erreicht alsbald mit seiner Spitze die oberste Scheidewand der Endospermzellen, verschmilzt mit dieser und wächst durch dieselbe weiter, ohne ein Loch zu machen. Es wird eben die betreffende Scheidewandstelle ebenso von dem fortwachsenden Embryonalschlauche gedehnt, als wenn sie eine äussere Verdickungsschicht an dessen Wand wäre. Im Innern der Endospermzelle, in welche sie in dieser Weise eindrang, schwillt die Vorkeimspitze an ihrem Ende kugelig an. Diese Kugel wird dann auch durch die zweite Querwand, zum Theil in die nächstfolgende Endospermzelle geführt und bildet sich in solcher Lage zum Embryo aus. Der Inhalt der Endospermzellen hat aber so zugenommen, dass ein directer Einblick in die Verhältnisse der Entwicklung der Embryonalanlage nicht mehr möglich ist. Es genügt jedoch, die Präparate mit Kali zu behandeln, um sie durchsichtig zu machen. Da hierbei die Theilungswände der Embryonalanlage aber rasch unkenntlich werden, so waschen wir die mit Kali behandelten Präparate in Wasser aus und setzen Essigsäure hinzu, wobei sie wieder dunkler werden. Beide Arten der Behandlung, die mit Kali allein und die mit Kali und Essigsäure, werden uns für alle Fälle den gewünschten Einblick in das Innere der Samenanlage gewähren. So stellen wir fest, dass das angeschwollene Vorkeimende durch eine Scheidewand als Embryonalkügelchen von dem schlauchförmigen Vorkeimtheil, dem nunmehrigen Suspensor abgegrenzt wird und dass in dem Embryonalkügelchen weitere Theilungen alsbald folgen. Diese beginnen mit einer Längswand, welche das Kügelchen in zwei Hälften zerlegt, je eine zweite Längswand theilt die beiden Zellen in Quadranten, je eine Querwand in jeder Zelle in Octanten. Das ist ein Theilungsvorgang, der sich ganz allgemein in kugeligen Embryonalanlagen wiederholt und in mechanischen Momenten seine Erklärung findet. Hier bleibt aber die Entwicklung auf diesem Zustande stehen, der Embryo bleibt achtzellig, es kommt eventuell nur noch eine kurze Zelle hinzu, die vom Suspensor dicht über dem Embryokügelchen abgegrenzt wird. Der Embryo wird hierauf durch Scheidewände in den anstossenden Endospermzellen, mehr oder weniger vollständig gegen das übrige Endosperm abgeschlossen. Am reifen Samen sind die Integumentzellen, soweit als der Endospermkörper reicht, cutinisirt, die beiden Enden des Samens einfach vertrocknet.

In manchen Fällen finden wir mehrere Keime in einem Samen und diese Samen werden als polyembryonische bezeichnet.[11]) Es lag nahe, anzunehmen, dass in solchen Fällen entsprechend viel Eier im Embryosack vorhanden waren und den Keimen den Ursprung

gaben. Die Beobachtung hat diese Annahme nicht bestätigt. Es hat sich gezeigt, dass nur in solchen Fällen, wo ausnahmsweise zwei Keime auftreten, diese der Anlage von zwei Eiern im Embryosack, respective der Anlage zweier Nucelli mit je einem Embryosack und Ei in derselben Samenknospe, ihre Entstehung verdanken. Beides kommt bei den Orchideen vor. Wo hingegen constant Polyembryonie mit unbestimmter Anzahl von Keimen vorliegt, da ist ein anderer Vorgang im Spiel, den wir an dem leichtest zu beobachtenden Falle verfolgen wollen. Dieser Fall tritt uns an der in allen Gärten cultivirten Funkia ovata entgegen. Wir constatiren zunächst an einer dem Fruchtknoten einer eben geöffneten Blüthe entnommenen Samenknospe, dass im Scheitel des Embryosacks, wie gewöhnlich, zwei Synergiden und ein Ei vorhanden sind. Dieser Nachweis gelingt uns am leichtesten an Alcohol-Glycerin-Material. Die zu untersuchenden Samenknospen nehmen wir aus dem Fruchtknoten heraus und suchen einen medianen Längsschnitt zwischen den Fingern nach der uns bekannten Methode herzustellen. Die Synergiden wie das Ei sind sehr gross (Fig. 174 *A*). Nach unten spitzt sich der Embryosack zu und wir finden in diesem Ende die drei Gegenfüsslerinnen. Um den Scheitel des Embryosacks ist der Nucellus (*n*) nur eine Zelllage stark. Haben wir die Samenknospen dem Fruchtknoten einer älteren Blüthe entnommen, so treffen wir in einzelnen derselben auch wohl auf den Befruchtungsvorgang und sehen den relativ dicken Pollenschlauch in Berührung mit den Synergiden (Fig. 174 *B*). Wenden wir uns nunmehr zu älteren Entwicklungszuständen, die wir eben so gut an frischem als auch an Alcohol-Material studiren können, so treten uns hier eigenthümliche Verhältnisse entgegen. An medianen Längsschnitten von Samenknospen aus etwa 10 *mm.* hohen Fruchtanlagen (der Fruchtknoten allein gemessen) sehen wir die Zellen des Nucellus am Scheitel des Embryosacks angeschwollen (Fig. 174 *C, n*), mit Inhalt dicht angefüllt. Einzelne dieser Zellen haben sich zu theilen begonnen. Im Scheitel des Embryosacks ist meist das befruchtete, von einer Cellulosehaut umgebene Ei zu sehen. (In dem umstehend dargestellten Falle waren in dem befruchteten Ei zwei Zellkerne, der Spermakern und Eikern, und der Rest einer Synergide vorhanden.) Gehen wir stufenweise zu älteren Samenanlagen über, so können wir constatiren, dass die Nucellarzellen durch fortgesetzte Theilung Gewebekörper bilden, die in das Lumen des Embryosacks vorspringen. Die vom Scheitel entfernteren Nucellarzellen, welche an dem Vorgang nicht betheiligt sind, werden hingegen verdrängt, so dass die Nucellarhöcker jetzt ausschliesslich dem innern Integument angrenzen (Fig. 174 *D*). Es macht durchaus den Eindruck, als wenn diese Nucellarhöcker im Innern des Embryosackscheitels entstanden wären. Die Membran des Embryosacks, die sie vorstülpten, lässt sich an deren Oberfläche nicht mehr zu unterscheiden. Das befruchtete Ei ist entweder in weiterer Entwicklung begriffen (wie in der beigefügten Figur 174 *D*), oder letzte unter-

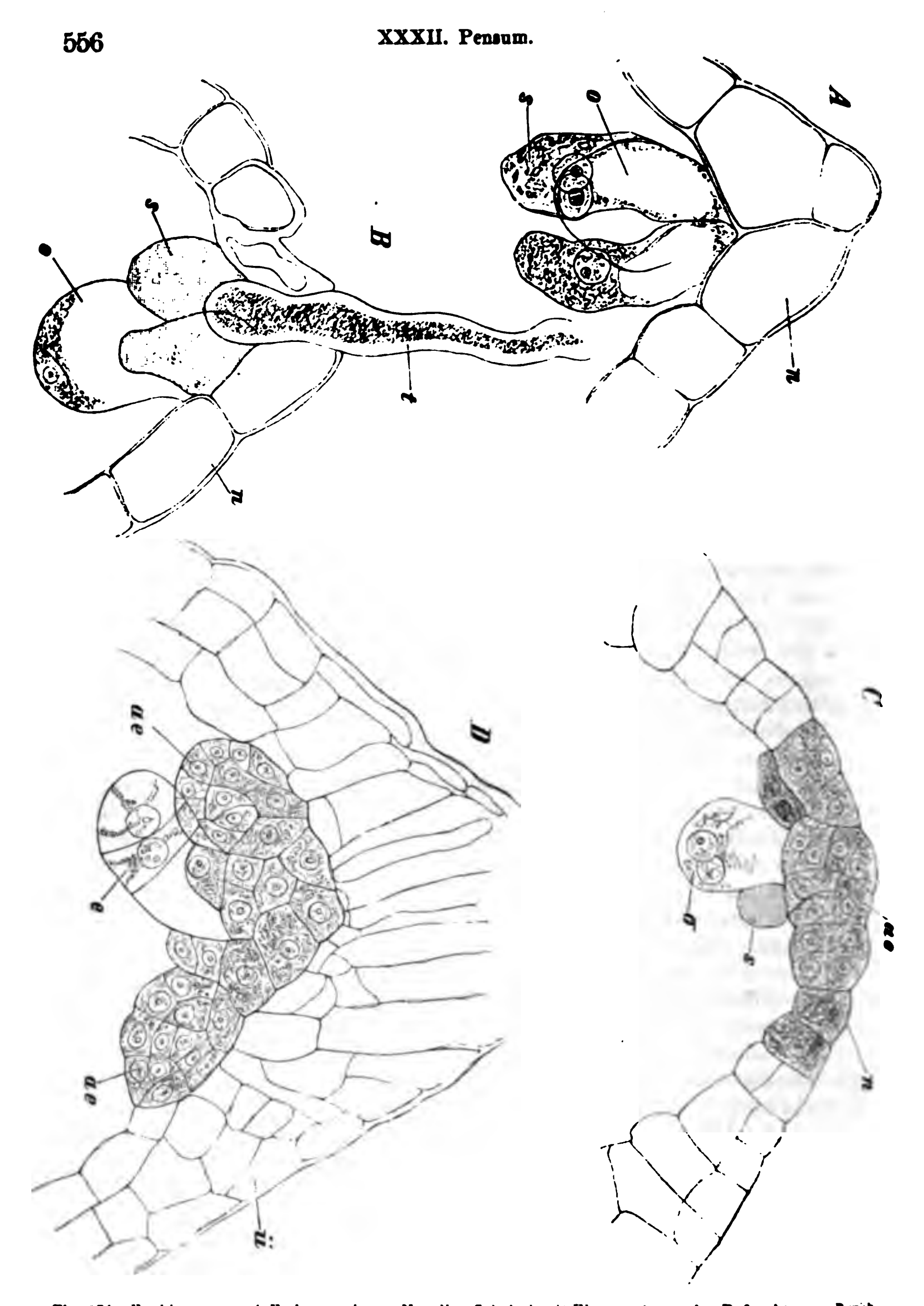


Fig. 174. Funkia ovata. *A* Embryosack - u. Nucellus-Scheitel mit Eiapparat vor der Befruchtung; *B* während der Befruchtung, mit Pollenschlauch. *A* u. *B* 600 Mal vergrössert. *C* Zellen des Nucellarscheitels in Theilung begriffen zur Anlage von Adventivkeimen, im Embryosack das befruchtete Ei mit zwei Zellkernen. *D* aus den Zellen des Nucellarscheitels sind zahlreiche Anlagen von Adventivkeimen hervorgegangen, dazwischen auch die aus dem befruchteten Ei entstandene Anlage *e*. *C* u. *D* 240 Mal vergr. *n* Nucellus; *o* Ei; *s* Synergiden; *t* Pollenschlauch; *ii* inneres Integument; *ae* Adventivembryonen; *e* die aus dem Ei hervorgegangene Embryonalanlage.

bleibt. Nach einiger Zeit wird die aus dem Ei hervorgegangene Anlage jedenfalls verdrängt, während sich die Nucellarhöcker immer mehr in den Embryosack vorwölben. Ihre Zahl ist wechselnd, ihre Gestalt unbestimmt. Der Embryosack der Samenknospe nimmt rasch an Grösse zu, während die Anlagen nur langsam wachsen, so dass wir sie auch in über 30 *mm.* hohen Fruchtknoten relativ wenig vorgeschritten finden. Während dem hat das innere Integument seine Zellen mit rosenrothem Zellsaft erfüllt und eine Schicht solcher Zellen liegt auch, die Insertionsstellen des innern Integuments verbindend, unter dem Nucellus. Auf einem jeden medianen Längsschnitt durch solche Samenanlagen bringt man die Nucellarhöcker zur Ansicht. Bei etwas zu dick gerathenen Schnitten kann man mit Kalilauge nachhelfen, wobei die rosenrothe Färbung des Zellsaftes der erwähnten Zellen durch blau in grün übergeht. Das äussere Integument und die Raphe haben der schmalen Kante der Anlage entsprechend einen Flügel entwickelt. Die Anlage erscheint blass rosa gefärbt in Folge des Durchscheinens der rosenrothen Schicht. Hierauf fangen die Samenanlagen an ihren Embryosack mit Endosperm zu füllen. Die Samenschale beginnt sich zu bräunen. Die Nucellarhöcker entwickeln sich jetzt weiter und nehmen, allmählich grösser werdend, den Bau typischer Liliaceen-Embryonen an. Oeffnen wir einen reifen Samen, so können wir in dem Mikropylende des Endosperms eine Höhlung nachweisen, in der 2 bis 6 Embryonen liegen.[12]) Dieselben haben, wie gesagt, den typischen Bau der Embryonen und nur weil sie sich gegenseitig in ihrer Entwicklung störten, zeigen sie mehr oder weniger unregelmässige Gestalten und verschiedene Grösse. — Die Keime des polyembryonischen Samens von Funkia sind somit nicht aus befruchteten Eiern, sondern durch innere Sprossung aus Zellen des Nucellus entstanden, wir nennen sie daher Adventiv-Keime. Sie werden bei Funkia nur in befruchteten Samenknospen gebildet und so auch in andern auf dieses Verhalten geprüften Fällen; nur bei einer neuholländischen, bei uns nur in weiblichen Exemplaren cultivirten Euphorbiacee[13]) der Caelobogyne ilicifolia ist diese Adventiv-Keimbildung auch ohne Befruchtung möglich. Es liegt immerhin nicht ein Fall von jungfräulicher Zeugung oder Parthenogenesis, sondern von Apogamie[14]) vor. Parthenogenesis wäre nämlich eine Weiterentwicklung des nicht befruchteten Eies, ein Fall, der hier nicht vorliegt und bei Pflanzen nur für Chara crinita nachgewiesen ist.[15]) Apogamie heisst aber Verlust des Geschlechtes und ist beispielsweise in ganz ähnlicher Form auch bei Farnkräutern beobachtet, wo bei gewissen Arten die Prothallien keine weiblichen Geschlechtsorgane mehr produciren, vielmehr durch Sprossung aus vegetativen Zellen des Prothalliumpolsters die zweite Generation, die eigentliche Farnpflanze, erzeugen.[16])

In allen bei Angiospermen bekannten Fällen von Polyembryonie ist Adventivkeimbildung vorhanden und könnten wir unschwer auch bei N o t h o s c o r d u m fragrans, einer Knoblauch-Art, die Spros-

sung der Adventivkeime aus einem dem Scheitel des Nucellus zugehörigen Gewebepolster verfolgen. Bei den Citrus-Arten würden wir unter ähnlichen Verhältnissen die Anlagen der Adventivkeime selbst in grösserer Entfernung von dem Embryosackscheitel an den Seiten des Embryosacks antreffen.

Anmerkungen zum XXXII. Pensum.

[1]) Vgl. Hanstein, Bot. Abhandl. Bd. I. Heft 1, p. 5. Westermaier, Flora 1876, p. 483. Famintzin, Mem. de l'Acad. imp. d. sc. d. St. Petersb. VII. Sér. T. XXVI, N. 10. Kny, bot. Wandtafeln, Heft I, p. 20. Eine Zusammenstellung aller embryologischen Arbeiten in Goebel, Vergl. Entwicklungsgeschichte, in Schenk's Hand. d. Bot. Bd. III p. 165 ff.

[2]) Vergl. Hanstein, Die Scheitelgruppe im Vegetationspunkt der Phanerogamen, p. 3, und Bot. Abh. Bd. I, Heft 1, p. 5 Anm.

[3]) Westermaier, Flora 1876, p. 490.

[4]) Hanstein, Bot. Abhandl. Bd. I, p. 33; Famintzin, Mem. de l'acad. imp. de sc. de St. Petersb. VII sér. T. XXVI, No. 10 p. 4.

[5]) Die Literatur bei Goebel l. c. p. 169 ff.

[6]) Vergl. hierzu Sachs, Ann. d. Landw. Bd. XXXIX, 1862. Nowacki, Untersuchungen über das Reifen des Getreides etc. 1870. F. Kudelka, Landw. Jahrb. 1875, auch als Leipziger Inaugural-Diss. unter dem Titel: Ueber die Entwicklung und den Bau der Frucht- und Samenschale unserer Cerealien.

[7]) Vergl. Treub, Notes sur l'embryogenie de quelques Orchidées 1879, p. 13.

[8]) Strasburger, Jen. Zeitschr. f. Naturw. Bd. XII. p. 665.

[9]) Treub, l. c. p. 33.

[10]) Vergl. Strasburger, Befr. u. Zellth., p. 70. L. Koch, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIII. p. 230.

[11]) Vergl. Strasburger, Befr. u. Zellth., p. 63, und Ueber Polyembryonie. Jen. Zeitschr. f. Naturwiss. Bd. XII, p. 647.

[12]) Vergl. ältere Angaben hierüber bei Al. Braun, Abh. d. kgl. Ak. d. Wiss. zu Berlin. 1859. p. 146.

[13]) Die Geschichte dieser Pflanze vergl. bei Al. Braun. Abh. d. kgl. Ak. d. Wiss. zu Berl. 1856, p. 318.

[14]) Vergl. de Bary, Bot, Ztg. 1878, Sp. 479.

[15]) de Bary, Bot. Ztg. 1875, Sp. 379.

[16]) Vergl. Farlow, Bot. Ztg. 1874, Sp. 180, u. de Bary, Bot. Ztg. 1878, Sp. 449.

XXXIII. Pensum.

Unser Studium der Früchte wollen wir mit der Untersuchung einer Beere beginnen und zwar einer solchen von Solanum. Sehr geeignet hierzu ist Solanum nigrum, kann aber eventuell durch Solanum Dulcamara ersetzt werden. Die Früchte findet man in beiden Fällen zugleich mit Blüthen an derselben Pflanze an; da die Früchte von Solanum nigrum erst im Spätherbst schwarz werden, so könnte man sich eventuell bei der Untersuchung mit noch nicht schwarzen, im übrigen aber völlig ausgebildeten Beeren begnügen. Solche sind aber schon Mitte des Sommers zu erlangen. — Durchschneiden wir die schwarz gefärbte, somit völlig reife, von dem persistenten Kelche bis zuletzt geschützte Frucht, so tritt uns im Innern derselben das mit einer festeren Haut umgebene, sehr saftige, weiche, dunkelgrüne Gewebe entgegen, in welches zahlreiche, weisse zu einem einfachen Ringe angeordnete Samen eingefügt sind, während die Mitte der Frucht von einer festeren, weissen Gewebesäule eingenommen wird. Zarte Querschnitte sind nicht leicht zu bekommen, doch lässt sich das Fruchtfleisch auch auf relativ dicken Schnitten untersuchen, während es andererseits nöthig wird, von der abgelösten Aussenhaut zarte Schnitte zwischen Holundermark auszuführen. So zeigt sich denn die derbere, chlorophyllfreie Aussenhaut gebildet von einer sehr flachen, an der Aussenseite ziemlich stark verdickten Epidermis und einigen ihr angrenzenden, collenchymatisch verdickten, tangential stark gedehnten Zellschichten. Diese zusammen bilden das Epicarp. An dasselbe schliessen ohne scharfe Grenze die rasch an Grösse zunehmenden, chlorophyllhaltigen Zellen des Mesocarp. Die äusseren Lagen derselben, sowie die sämmtlichen Elemente des Epicarps führen dunkel violettrothen Zellsaft, der den Beeren makroskopisch die schwarze Färbung verleiht. Die Zellen des Mesocarp sind blasenförmig angeschwollen, mit sehr zarten Wänden versehen und fallen beim Anschneiden zusammen, so dass es schwer wird, die Wände und die Contouren der einzelnen Zellen zu erkennen. Die Intercellularräume sind mit Flüssigkeit erfüllt. An der Oberfläche des Samens haften die Mesophyllzellen fest an, sind hier resistenter und werden mit den Samen aus der Frucht gehoben, eine grüne Hülle um

dieselben bildend. In den äusseren Theilen wird das Mesophyll von Gefässbündeln durchzogen. Das centrale Gewebe, das säulenförmig die Frucht durchzieht und sich eventuell als Endocarp unterscheiden liesse, ist viel kleinzelliger, chlorophyllarm, mit lufterfüllten Intercellularräumen, nahe der Mitte mit einem Kranze stärkerer Gefässbündel und von diesem nach aussen abgehenden Zweigen versehen. Das Gewebe des Endocarps wird an zwei Stellen mit dem Epicarp durch die ursprünglichen, auch bei der Reife noch nachweisbaren Scheidewände des zweifächerigen Fruchtknotens verbunden. Diese Scheidewände entsprechen einem sich äusserlich an der Frucht heller zeichnenden Meridian, während ein anderer, den ersteren rechtwinklig schneidender, schmälerer Meridian die in der Mediane der Fruchtblätter laufenden Gefässbündel anzeigt. An Querschnitten erscheinen die Scheidewände von etwas kleinzelligeren, radial gedehnten Elementen gebildet und von lufterfüllten Intercellularräumen durchsetzt. Eine Flächenansicht der Epidermis führt uns polygonale Zellen mit porösen Seitenwänden vor und diese Zellen sind von einer streifig-faltigen Cuticula bedeckt. — Längsschnitte durch den Samen zwischen den Fingern zu erhalten gelingt nicht, da der Same zu hart und glatt ist und dem Messer ausweicht; wohl aber gelingt es unschwer, solche Schnitte zu bekommen, wenn man die Samen zwischen zwei flache Korkstückchen fasst und nun das Messer zwischen denselben hindurchzieht. An einem medianen Längsschnitt stellen wir nun fest, dass die Samenhaut (Testa) nach aussen wellenförmig vorspringende, gelblich gefärbte Verdickungsmassen besitzt, welchen farblose Leisten wie die Zähne eines Kammes senkrecht aufgesetzt sind. Diese Zähne sind durch eine zarte, gequollene Membran seitlich verbunden und endigen in einem von dieser Membran gebildeten Rande. Eine ebensolche Membran schliesst den Bau von aussen ab. Es handelt sich hier in einem Worte um Zellen, die an ihrer Innenwand und in der unteren Hälfte ihrer Seitenwände sehr stark, in der oberen Hälfte ihrer Seitenwände nur schwach leistenförmig verdickt sind; diese Deutung werden wir aber erst entwicklungsgeschichtlich zu stützen haben. Peripherisch geführte Längsschnitte zeigen uns bei tieferer Einstellung die unteren Theile der Seitenwände dieser Zellen als dicke, wellig verlaufende Umrisse und die oberen Theile der Seitenwände als der Mittellinie dieser Umrisse aufgesetzte Leisten. Wie der mediane Längsschnitt, zu dem wir zurückkehren, lehrt, gehört zur Testa auch noch eine flache Schicht netzförmig verdickter, nicht eben sehr in die Augen fallender Zellen. Im Uebrigen ist das Samenkorn von dem Endospermkörper, in welchem der grosse Keim liegt, erfüllt. Der Endospermkörper ist reich an Klebermehl, seine äusserste Zellschicht zeichnet sich durch geringere Grösse und stärkere Verdickung ihrer Zellwände aus. Der grosse dicotyle Keim, gegen den das Endosperm an Masse zurücktritt, wird vollständig von letzterem umschlossen; er kehrt, wie auch sonst

immer, sein Wurzelende der Mikropyle zu; krümmt sich den inneren Raumverhältnissen gemäss um und biegt dann seine Cotyledonarspitzen nach innen gegen das hypocotyle Glied. Die Cotyledonen sind transversal zur Krümmungsebene gestellt, so dass sie beide auf dem medianen, zu den breiten Seitenflächen des Samens parallel geführten Längsschnitt zur Ansicht kommen müssen. Das hypocotyle Glied reicht bis über die erste Krümmung, dort erst liegt der Vegetationskegel des Stämmchens und entspringen die Cotyledonen.

Unsere entwicklungsgeschichtlichen Untersuchungen müssen wir an dem Fruchtknoten der Blüthe beginnen. Der Bau dieses oberständigen, zweifächerigen Fruchtknotens stimmt mit dem uns bekannten von Solanum tuberosum überein. Die beiden Placenten sind stark angeschwollen und tragen zahlreiche Samenknospen, die mit ihrer Längsaxe radial orientirt, dicht aneinandergedrängt den Innenraum der beiden Fächer völlig erfüllen. Die Samenknospen sind campylotrop, mit nur einem, sehr dicken Integument versehen, das unmittelbar den Embryosack umschliesst. Die Placenten und Scheidewände werden von rundlichen Zellen gebildet, die lufterfüllte Intercellularräume zwischen sich lassen. Dort wo ihre centrale Erweiterung beginnt, zeigt jede der beiden Scheidewände ein starkes Gefässbündel; andere schwächere Gefässbündel, welche Zweige der ersteren sind, folgen dem Rande der Placenten. Die äussere Fruchtknotenwandung besitzt eine Epidermis, drei bis vier Schichten radial angeordneter, tafelförmiger Zellen ohne Intercellularräume, eine etwa doppelt so starke Schicht abgerundeter Zellen mit lufthaltigen Intercellularräumen und die innere Epidermis. Ausserdem ist diese Wandung, und zwar in ihrem inneren luftführenden Theile, von einer Anzahl schwächerer und stärkerer Gefässbündel durchsetzt. Das innere, diese lufthaltigen Intercellularräume führende Gewebe ist es auch, das sich in die Scheidewände fortsetzt. — Nach dieser nothwendigen Orientirung über den Bau des Fruchtknotens in der Blüthe stellen wir Querschnitte, respective zum Vergleich auch einige Längsschnitte, durch verschiedenalterige Fruchtanlagen, bis hinauf zur reifen Frucht her. Es wird ausreichend sein, etwa fünf, annähernd gleich weit aus einander liegende Entwicklungszustände für die Untersuchung auszuwählen. Da ist zunächst eine Zellvermehrung in dem inneren, unmittelbar an die Epidermis der Innenseite stossenden Gewebe der Fruchtknotenwand zu constatiren; letzteres nimmt an Dicke zu und treibt alsbald vorspringende Leisten zwischen die sich ebenfalls vergrössernden Samenanlagen. Nächst ältere Zustände zeigen uns die Vorsprünge zwischen den Samenanlagen vergrössert. Das äussere luftfreie Gewebe der Fruchtknotenwand hat gleichzeitig nicht sowohl durch Vermehrung der Zellenzahl, als durch Volumenzunahme der einzelnen Zellen an Masse gewonnen. Alsbald beginnt sich die Cuticula der äusseren Epidermis in zierliche Falten zu legen. Die Vorsprünge der Fruchtknotenwand erreichen hierauf die Placenta;

ihr Gewebe, sowie dasjenige der Scheidewände hat an Masse zugenommen, die Placenta wenn auch nur schwache Vorsprünge erhalten, welche den von der Aussenwand kommenden entgegenwachsen. Das ganze lufthaltige Gewebe der Fruchtknotenwandung ist sehr chlorophyllreich geworden; auch die Epidermis der Innenseite führt Chlorophyll und ist an den Vorsprüngen von dem hypodermalen Gewebe kaum noch zu unterscheiden. — Ein Längsschnitt auf diesem Zustande zeigt die Samenanlagen bereits völlig von Gewebe umschlossen. — In den Samenanlagen hat sich der Embryosack stark vergrössert; er führt noch kein Endosperm; wohl aber sieht man auf diesem oder jenem Schnitt die kugelige Embryonalanlage an ihrem Suspensor befestigt in die Fruchtknotenhöhle hineinragen. Die Zellen des Integuments haben sich nicht unwesentlich vermehrt; die Epidermiszellen an der ganzen Samenanlage beginnen sich durch grössere Höhe zu markiren. An frisch dargestellten Schnitten sieht man unter dem Einfluss des umgebenden Wassers sich von dieser Epidermis eine Schleimschicht abheben, die alsbald unkenntlich wird. — Nächst ältere Zustände zeigen die weitere Entwicklung der bereits eingeleiteten Vorgänge. In den Embryosäcken der Samenanlagen hat ausserdem die Endospermbildung begonnen; sie füllen sich mit Gewebe an. Die Epidermis der Samenanlage hat bereits auffallende Höhe erreicht; die sich von ihr abhebende Schleimschicht ist viel schwächer und zeigt an Flächenansichten deutlich die welligen Umrisse der Zellen. — Weiterhin, an den zu zwei Drittel ausgewachsenen Früchten, sind die Leisten der Aussenwand und die Placentarvorsprünge stellenweise ganz verwachsen, doch das Gewebe der Fruchtknotenwand von demjenigen der Placenta immerhin an seinem grösseren Chlorophyllreichthum und relativ geringeren Luftgehalt zu unterscheiden. In dem Placentar- und dem centralen Scheidewand-Gewebe sind die Gefässbündel sehr scharf markirt, dagegen schwer in dem Gewebe der Fruchtknotenwand zu erkennen, in welchem sie ihre ursprüngliche peripherische Lage beibehalten haben. Die zwischen den Samenanlagen liegenden Theile der ursprünglichen, beiden Scheidewände sind in ihrem Bau nur wenig von den nachträglich eingeschaltenen Gewebeleisten verschieden. Die Epidermis der Fruchtknotenwandung hat sich ziemlich stark an ihrer Aussenseite verdickt. Die an diese Epidermis anschliessenden Schichten des interstitienlosen Gewebes, die wir schon zur Blüthezeit in dem Fruchtknoten fanden, haben eine sehr starke tangentiale Dehnung erfahren; sie erscheinen inhaltsarm, etwas collenchymatisch verdickt und bilden sammt der Epidermis eine relativ nur wenig dicke, äussere Hülle um die Frucht. Der Embryosack der Samenanlagen ist mit undurchsichtigem Endosperm erfüllt; der Schnitt legt öfters die dicotyle Embryoanlage frei. Von der Epidermis der Samenanlagen hebt sich eine Schleimschicht bald nicht mehr ab. Die Seitenwände dieser Epidermiszellen haben aber zahlreiche, zarte Längsleisten erhalten. Gleichzeitig beginnt eine gleichmässige,

nach innen an Mächtigkeit zunehmende Verdickung der inneren Hälfte dieser Seitenwände. Daher dieselben jetzt nach aussen keilförmig zugeschärft erscheinen. Diese Verdickungsschichten zeigen einen gelblichen Ton und sind stark lichtbrechend in ihren jeweilig äusseren Lamellen; sie stechen daher scharf gegen den farblosen, äusseren Theil der Wände ab. Wo der Schnitt eine Flächenansicht dieser Epidermis giebt, erscheinen deren Zellen schön wellig contourirt. — Das Endosperm fällt leicht aus einer durch den Schnitt beiderseits geöffneten Samenanlage heraus, es trennt sich leicht von der angrenzenden, aus kleinen vorgewölbten Elementen gebildeten Zellschicht, die als Tapete das Endosperm umgiebt. — Nach Zusatz von Kalilauge schwinden die äusseren Hälften der Epidermiszellen an der Samenanlage fast vollständig, nur die verdickten inneren Hälften bleiben intact erhalten. — In fast reifen, bereits ausgewachsenen, doch noch grünen Früchten haben sich die Verhältnisse des Fruchtfleisches nur wenig verändert. Die Zellen des äusseren, an die Epidermis grenzenden Gewebes sind noch stärker gedehnt worden; die Zellen des nun folgenden inneren, chlorophyllreichen Gewebes haben bedeutende Grössenzunahme erfahren und erscheinen blasenförmig angeschwollen; ihre Chlorophyllkörner sind dicht mit Stärke erfüllt. Die Zellen der centralen Gewebe führen fast farblose Chromatophoren, sie haben sich gegen einander abgerundet und werden von noch grösseren Luftmassen als zuvor umgeben. Die Epidermis der Samenanlagen hat ein eigenes Aussehen erhalten, veranlasst durch die bedeutende Verdickung der inneren Theile der Seitenwände. Diese verdickten Theile sind deutlich gefärbt, cutinisirt und gechichtet, die äusseren Theile sind farblos und zart geblieben. Besonders schön präsentiren sich die verdickten Theile in der Flächenansicht, wo sie die uns schon bekannten welligen Umrisse zeigen. Aufgesetzt sind ihnen, wie wir das auch schon im fertigen Zustande constatirten, die mit schwachen Verdickungsleisten versehenen äusseren Theile der Epidermiswände. Das Bild wird so complicirt, dass es in der That ohne Kenntniss der Entwicklungsgeschichte kaum richtig zu deuten wäre. Das in steter Grössenzunahme begriffene Endosperm hat das umgebende Gewebe so weit verdrängt, dass die Samenschale nur noch aus der Epidermis und den nächst tieferen, sich nur schwach netzförmig verdickenden Gewebeschichten besteht; nur am Chalazaende ist etwas mehr von dem ursprünglichen Gewebe erhalten geblieben. Der Embryo hat bereits sehr bedeutende Länge; die gegen das hypocotyle Glied umgelegten Cotyledonen erreichen fast die Chalaza mit ihren Spitzen nnd beginnen sich nochmals gegen das hypocotyle Glied zu krümmen. Das Endosperm ist zum grossen Theile verbraucht, an der äussersten Zellschicht desselben sind die Aussenwände stärker verdickt.

Da, wie schon berührt, die Beeren von Solanum nigrum sehr spät zur Reife gelangen, so liesse sich an Stelle derselben auch S o l a n u m d u l c a m a r a untersuchen. Hier sind bereits in den

Sommermonaten sämmtliche Entwicklungszustände von der Blüthe bis zur völlig reifen Frucht an den Pflanzen anzutreffen. — Wir sehen an einem Querschnitt durch die reife, roth gefärbte Frucht zu äusserst die flache Epidermis, die an der Aussenseite stark verdickt ist, dann etwa zwei Lagen an diese Epidermis anschliessender, collenchymatisch verdickter, tangential gedehnter Zellen. Es ist dies das Epicarp. Folgt das Mesocarp aus blasenförmig angeschwollenen, tangential etwas gedehnten Zellen, welche derbere Wände als bei Solanum nigrum besitzen und sich bei der Reife von einander getrennt haben, so dass sie uns völlig isolirt entgegentreten. Die Stelle der Chlorophyllkörner von Solanum nigrum wird hier durch eben so gestaltete, doch orangeroth gefärbte Chromatophoren vertreten. Die Zellkerne sind in den Zellen sehr leicht zu sehen, sie werden von den orangefarbenen Chromatophoren umgeben. Die Zwischenräume zwischen den Zellen sind mit Flüssigkeit erfüllt. In diesem Mesocarp liegen die weissen Samen zu einem einfachen Ringe angeordnet. Es haften denselben die Mesocarpzellen nicht an. Im Innern der Frucht ist eine Gewebesäule zu erkennen, welche den Fruchtstiel fortsetzt, sie zeichnet sich durch ihre weissliche Färbung aus. Ihr sitzen die Placenten an, welche die Samen tragen. Ein Querschnitt zeigt, dass sie aus dünnwandigeren, in Verband gebliebenen Zellen besteht, die ausserdem auch kleiner als diejenigen des Mesocarps sind und lufterfüllte Intercellularräume bilden. Als dunklere Stränge markiren sich in diesem Gewebe die Gefässbündel. Diese centrale Gewebesäule, welche, wie ein die Frucht halbirender Längsschnitt lehrt, bis zum Scheitel der Frucht reicht, können wir als Endocarp bezeichnen. Die zwei Scheidewände welche ursprünglich die centrale Säule mit den Wandungen des Fruchtknotens verbanden, sind nicht mehr in der Frucht zu unterscheiden und sind auch äusserlich nicht an derselben markirt. Oberflächenansichten der Frucht zeigen die Epidermis aus polygonalen, mit porösen Seitenwänden versehenen Zellen gebildet. Ein etwas tiefer reichender tangentialer Schnitt lehrt, dass auch das Mesocarp in der Peripherie von Gefässbündeln durchzogen wird, welche das Messer isolirt. — Den Samen finden wir ebenso wie bei Solanum nigrum gebaut und stellen uns die Schnitte durch denselben in der dort erprobten Weise her. Die Epidermiszellen an der Testa sind im Wesentlichen eben so wie bei Solanum nigrum gebaut, in den inneren Theilen eben so cutinisirt, wenn auch etwas schwächer verdickt. In der äusseren nicht cutinisirten Hälfte sind hingegen an den radialen Wänden die Verdickungsleisten weniger zahlreich und schwächer entwickelt, auch keilen sie sich meist aus, ohne die Aussenfläche zu erreichen. Daher die Flächenansicht der Testa von Solanum Dulcamara einen weniger charakteristischen Anblick als bei Solanum nigrum gewährt. Die dem unteren cutinisirten Theile der wellig contourirten Epidermiszellen dort kammartig aufsitzenden Leisten treten hier kaum in die Erscheinung.

Die Entwicklungsgeschichte der Frucht und der Samen von Solanum Dulcamara stimmt in allen wesentlichen Punkten mit derjenigen von Solanum nigrum überein. Ein Querschnitt durch eine ganz junge Fruchtanlage zeigt uns noch deutlich die beiden Scheidewände, deren Gewebe aber alsbald von demjenigen der zwischen die Samenanlagen vordringenden Gewebeleisten nicht mehr zu unterscheiden ist. — An Schnitten durch Früchte, die eben roth zu werden beginnen, kann man feststellen, dass es die Chlorophyllkörner sind, die orangerothe Färbung annehmen, während gleichzeitig die in denselben angehäuften Stärkekörner schwinden.

Eine reife Pflaume (Prunus domestica) führt an ihrer Oberfläche einen zarten Wachsüberzug, den sogenannten Flaum, der auf Oberflächenansichten der Epidermis sich als feinkörniger Ueberzug präsentirt. Dieselbe Ansicht zeigt uns die Epidermis der Pflaume gebildet aus Zellen die zu Gruppen vereinigt deutlich ihren Ursprung aus gemeinsamen Mutterzellen verrathen; sie enthalten rosenrothen Zellsaft. Ein zarter Querschnitt führt uns unter der Epidermis einige Schichten rasch an Grösse zunehmender, weiterhin stabil bleibender Zellen. Dieselben sind gegen einander abgerundet, bilden aber doch nur kleine Intercellularräume. Sie enthalten sehr kleine spärliche gelblichgrüne Chlorophyllkörner, einen dünnen Wandbeleg aus Protoplasma, einen Zellkern, sonst farblosen Zellsaft. Durchsetzt wird dieses parenchymatische Gewebe von zahlreichen Gefässbündelzweigen. Gegen den Stein hin wird das parenchymatische Gewebe kleinzelliger, radial gestreckt. Der Stein selbst, den es, um das Rasirmesser nicht auszubrechen, äusserst vorsichtig, an vorher mit einem starken Taschenmesser hergestellten Flächen zu schneiden gilt, besteht aus sehr stark verdickten und verholzten Elementen, deren Wände von zierlichen verzweigten Kanälen durchsetzt sind. Da uns hier nur ein Entwicklungszustand zur Verfügung steht und hierdurch die Gewinnung der Entwicklungsgeschichte erschwert wird, so sei hinzugefügt, dass auch die Steinschale zur Fruchtwandung, dem Pericarp, gehört und dass die Epidermis der Pflanze, das Epicarp bildend, aus der Epidermis des Fruchtknotens, das Fruchtfleisch, Mesocarp, aus deren an die Epidermis anschliessenden, die Steinwandung, Endocarp, aus den inneren Gewebetheilen des Fruchtknotens hervorgeht. Das ganze Gewebe der Pflaume inclusive der Steinwandung findet somit in der Fruchtknotenwandung seinen Ursprung. — Von der Steinwandung umgeben ist der Samen, der aus dem Keim, aus der zarten Samenhaut und aus Resten des zwischen dem Keim und der Samenhaut erhalten gebliebenen Endosperms besteht. Durchschneiden wir ihn quer, so können wir leicht die beiden einander flach anliegenden Cotyledonen unterscheiden. Ein medianer Längsschnitt zeigt uns auch am Grunde zwischen den beiden Cotyledonen das mit seinem Wurzelende in das zugespitzte Mikropylende des Samens hineinragende Stämmchen des Keimes und zwischen der Basis der beiden Cotyledonen das Knöspchen, die Plumula. Der

Keim hat während seiner Grössenzunahme das ganze Gewebe der Samenanlage bis auf die dünne Testa verdrängt, an welcher seitlich von der Mikropyle noch der verdorrte Funiculus kammartig vorspringt. Zarte Querschnitte durch den Samen zeigen uns die Testa aus collabirten Zellschichten gebildet und besetzt auf der Aussenseite mit rundlichen, einzeln oder zu mehreren stehenden, entweder nur auf der Aussenseite, oder doch vorwiegend nur an dieser verdickten Zellen. Zwischen der Testa und den Cotyledonen ist eine mehr oder weniger starke, stellenweise auf eine Zellschicht reducirte oder ganz verdrängte Endospermlage vorhanden. Flächenansichten der Testa lehren uns, dass die verdickten, vorspringenden Elemente einzelne respective Gruppen von Epidermiszellen der Testa sind. Dieselben haben sich verdickt, während ihre Nachbarinnen unverdickt blieben, und als letztere collabirten, wurden sie selbst zu Vorsprüngen. Die nach den Seitenwänden hin mündenden Tüpfel geben diesen Zellen ein besonders zierliches Aussehen. Wo zwei verdickte Zellen sich berühren, treffen ihre Tüpfel auf einander.

Selbst relativ sehr harte Frucht- und Samenschalen lassen sich mit dem Rasirmesser schneiden, wenn man, was fast immer genügt, sich auf sehr kleine Schnitte beschränkt. Verträgt es das Object, so lege man es für längere Zeit in Wasser ein, wodurch es meist schnittfähiger wird. Liegen ganz besonders harte Elemente zur Untersuchung vor, so muss man zu den Schliffen seine Zuflucht nehmen. Mit einer feinen Laubsäge schneidet man zuerst eine Lamelle aus dem Object heraus und kittet sie mit Canadabalsam, den man durch Erwärmen flüssig macht, einer dicken Glasplatte auf. Hierauf schleift man, am besten auf einem drehbaren Schleifstein, die freie Fläche der Lamelle an. Dabei ist zu achten, dass sich das Präparat nicht zu sehr erwärme, was ein Weichwerden des Balsams und ein Ablösen des Präparats zur Folge haben würde. Ist die Operation entsprechend weit gediehen, so wird das Schleifen auf einem harten, sehr feinkörnigen, nassen Abziehstein fortgesetzt, auf dem die Fläche des Präparats die nöthige Glätte erhält, worauf man sie noch auf einem weichen Lederriemen, der mit Tripel eingerieben ist, polirt. Man controlirt unter dem Mikroskop den Erfolg der Arbeit und wenn der nöthige Grad von Politur erreicht ist, löst man die Lamelle von der Glasplatte ab, indem man letztere in Alcohol oder Aether einlegt und kittet dann die Lamelle wieder, mit der glatten Seite, einem Objectträger auf. Jetzt ist besonders darauf zu achten, dass nur geringe Mengen Canadabalsam verwendet werden, damit derselbe nicht seitlich über das Präparat hervorrage und namentlich bei der Politur den Lederriemen nicht verunreinige. Die zweite Fläche der Lamelle wird ebenso wie zuvor die erste behandelt, wobei das Schleifen so lange fortgesetzt wird, bis das Präparat die nöthige Dünne erhalten hat. Damit diese gleichmässig ausfalle, kann man um das Präparat herum Fragmente entsprechend dünner Deckgläser dem Objectträger aufkitten. Objecte, die während des Schleifens zerbröckeln, oder in einzelnen Theilen sehr verschiedene Consistenz zeigen, müssen mit Canadabalsam oder Copal zuvor

imprägnirt werden. Man wendet hierzu dünne Lösungen von Canadabalsam oder Copal in Chloroform an, legt die mit der Laubsäge ausgeführten Schnitte in diese Lösung ein und lässt letztere an der Luft oder im Trockenapparat sich verdicken. Hat die Lösung Syrupdicke erlangt, so nimmt man die Schnitte heraus und lässt sie trocknen, worauf sie in der früher geschilderten Weise einer Glasplatte aufgekittet und geschliffen werden. — Bei sehr brüchigen Gegenständen wird die Imprägnation noch vor dem Schneiden des Gegenstandes mit der Säge nothwendig. — Im wesentlichen ebenso wie die harten Theile lebender Pflanzen, können fossile Pflanzentheile, die man der mikroskopischen Beobachtung zugänglich machen will, behandelt werden. Das Zuschneiden der Präparate ist dann aber durch besondere Schneidemaschinen, die beispielsweise von Voigt und Hochgesang in Göttingen geliefert werden, zu besorgen. In vielen Fällen dürfte es sich empfehlen, die fossilen Pflanzentheile, mit genauer Angabe der Richtungen, in mechanischen Werkstätten, etwa denjenigen von Voigt und Hochgesang, oder R. Fuess in Berlin, alte Jacobstrasse 108, schleifen zu lassen.

Wir wollen uns auch mit dem mikroskopischen Bau eines Apfels und zwar ebenfalls nur dem fertigen Zustande desselben bekannt machen. Der Apfel gehört wie die Pflaume zu den saftigen Schliessfrüchten, während aber eine Pflaume einem oberständigen, einschichtigen, von einem einzigen Fruchtblatte gebildeten Fruchtknoten ihren Ursprung verdankt, ist der Apfel aus einem unterständigen, fünffächerigen, aus fünf Fruchtblättern gebildeten Fruchtknoten hervorgegangen. Ja, im Hinblick auf die Verhältnisse, wie sie die nahe verwandten Rosen bieten, kann man auch annehmen, dass der fünffächerige Fruchtknoten hier in einen ausgehöhlten Stengeltheil, ein sogenanntes Hypanthium eingesenkt und mit diesem verwachsen sei, eine Auffassung, die sich für alle Fälle nur phylogenetisch motiviren lässt. Den Apfel so wie die Hagebutte als Scheinfrucht zu bezeichnen, ist für alle Fälle ungerechtfertigt, da das den Apfel erzeugende Gebilde sich in Nichts von den unterständigen Fruchtknoten vieler anderer Pflanzen unterscheidet. — Der Apfel wird an seiner Spitze von den mehr oder weniger vollständig abgestorbenen fünf Kelchblättern, auch den verdorrten Resten der übrigen Blüthentheile gekrönt. Flächenansichten zeigen die Epidermis des Apfels gebildet aus relativ kleinen, polygonalen Zellen, an deren Gruppirung die Entwicklungsfolge noch zu erkennen ist. Die Wände der Zellen sind ziemlich stark verdickt, ihr Zellsaft entweder farblos oder rosa gefärbt. Die Oberfläche der Epidermis ist mit einem feinkörnigen Wachsüberzug bedeckt. Die kleinen Höcker, die an der Oberfläche des Apfels mit der Lupe leicht zu sehen sind, werden in ihrer Mitte von einer Spaltöffnung eingenommen. Oefters ist das Gewebe unter einer solchen Spaltöffnung abgestorben, eventuell hier dann auch die Epidermis aufgerissen und die Wunde mit Kork abgeschlossen. Wie feine Querschnitte lehren, ist die Epidermis an der Aussenseite stark ver-

dickt. Unter derselben liegen mehrere Schichten tangential gestreckter, ziemlich dickwandiger Zellen, die allmählich nach innen zu grösser und dünnwandiger, zugleich chlorophyllhaltig werden. So ist keine scharfe Grenze zwischen Epicarp und Mesocarp vorhanden. Die Chlorophyllkörner sind dicht mit Stärke erfüllt; ihre Farbe schwindet nach dem Innern des Apfels zu, sie werden zugleich weniger zahlreich; endlich führen in einer gewissen Tiefe die grossen, blasenförmig angeschwollenen Zellen des Mesocarps, ausser dem zarten, plasmatischen Wandbeleg und dem Zellkern vornehmlich nur farblosen Zellsaft; die Intercellularräume füllen sich hier mit Luft. In das ganze Gewebe sind Gefässbündel eingestreut. Die fünf „Kerngehäuse" werden von einer glatten, harten Haut, dem Endocarp, ausgekleidet. Dieselbe entspricht der Steinschale der Pflaume. Sie besteht aus mehreren Schichten, bis zum Schwinden des Lumens verdickter Sklerenchymfasern, deren Verdickungsschichten von feinen Poren durchsetzt sind. Flächenschnitte zeigen, dass diese Sklerenchymfasern unregelmässig schrägen, oft verbogenen, in den verschiedenen Schichten entgegengesetzt geneigten Verlauf haben. Die fünf Fächer treten oft in der Mitte auseinander, einen centralen Hohlgang bildend, nach welchem zu sich dann die einzelnen Fächer meist öffnen. Im Grunde eines jeden Faches sind zwei Samenknospen inserirt, von denen beide oder nur eine, Samen liefern, oder von denen überhaupt keine sich weiter entwickelt. Der Same ist von dem Keim ausgefüllt, der denselben Bau wie bei der Pflaume hat. Die braune Testa ist hingegen viel dicker als bei der Pflaume. Sie zeigt im Querschnitt eine Epidermis, deren Zellen nach aussen stark verdickt, in den äussern Schichten farblos und stark quellbar, in den innern bräunlich gefärbt und nicht quellbar sind. An den in Wasser liegenden Schnitten durchbrechen die quellbaren Schichten, an Volumen zunehmend, schliesslich die Cuticula und wölben sich papillenartig nach aussen vor. Sie sind es, die den feuchten Samen schlüpfrig machen. Das unter der Epidermis gelegene starke Gewebe zeigt sich im Querschnitt gebildet aus polygonalen, an den Ecken abgerundeten, ziemlich stark verdickten und gebräunten Zellen, auf welche eine nur etwa ein Drittel so starke Schicht aus tangential gestreckten, ebenfalls gebräunten, doch weniger stark verdickten Zellen folgt. Diese grenzen an eine glänzend weisse, dicke Haut, welche von den stark verdickten äusseren Verdickungsschichten der äussersten Nucellarschicht herrührt. Alle diese Theile zusammen bilden die Testa, die aus den beiden Integumenten der Samenknospen und der äusseren Verdickungsschicht der äussersten Nucellarzellen hervorgeht. Diese Zellen selbst, deren Verdickungsschicht wir noch zur Testa rechneten, sind sehr flach und collabirt, so auch die übrigen noch vorhandenen Zellen des Nucellus. Auf diese collabirte Gewebelage folgt eine dünne Schicht Endosperm, die stellenweise auch ganz verdrängt ist und die, so weit vorhanden, den Embryo umhüllt. Die

Endospermzellen sind mit Klebermehl dicht erfüllt. — Wie auf einander folgende Flächenschnitte zeigen, besteht die Epidermis aus nur relativ wenig gestreckten Zellen, deren innere Verdickungsschichten porös sind. Das auf die Epidermis folgende Gewebe, das uns im Querschnitt isodiametrisch erscheint, zeigt sich jetzt in longitudinaler Richtung gestreckt und mit schräg aufsteigenden, spaltenförmigen Tüpfeln versehen. Die tangential gestreckten inneren Elemente der Testa sind zu den vorhergehenden rechtwinklig orientirt.

Der Querschnitt durch eine reife Orange (Citrus vulgaris)[1]) zeigt zu äusserst den als Schale bezeichneten Theil und im Innern die mit orangeroth gefärbtem Fruchtfleisch erfüllten Fächer, deren Zahl unbestimmt ist und zwischen 6 bis 12 schwankt. Die Fächer sind seitlich durch dünne Scheidewände getrennt, welche in einer mittleren Gewebesäule zusammenstossen. Will man die übliche Bezeichnung der Fruchttheile auf den hier vorliegenden Bau anwenden, so könnte die äussere Schale als Epicarp, das orangerothe Fruchtfleisch als Mesocarp, die innere Gewebesäule und die Scheidewände als Endocarp gelten. Wir gehen nunmehr auf eine mikroskopische Untersuchung der einzelnen Theile ein. Auf zarten Querschnitten durch die Schale sehen wir zu äussert eine kleinzellige Epidermis, an welche ein nach innen zu allmählich grosszelliger werdendes Gewebe anschliesst. Die Epidermis wie das nächst angrenzende Gewebe führen orangerothe Chromatophoren, die sich weiter nach innen zu verlieren. Hier treten auch zwischen den Zellen mit Luft erfüllte Intercellularräume auf, welche allmählich immer grösser werden, indem das Gewebe selbst den Charakter eines lockeren Schwammparenchyms annimmt. Die Elemente des letzteren sind in tangentialer Richtung gedehnt. Die Schale ist von Gefässbündeln durchzogen, die der Querschnitt vornehmlich in ihrem Längsverlauf blosslegt und die sich nach der Peripherie zu verzweigen. An die Epidermis stossen die grossen, dem blossen Auge ohne Weiteres sichtbaren Behälter von ätherischem Oel. Sie zeigen durchaus den uns von Ruta her bekannten Bau und lassen die innere Auskleidung mit zarten Zellen leicht unterscheiden. — Die Frucht makroskopisch von aussen betrachtet zeigt die Oelbehälter als dunklere Punkte, das dieselben trennende Gewebe als helleres Netzwerk. Ein zarter Flächenschnitt der Aussenseite führt uns die kleinen, polygonalen Epidermiszellen zunächst vor. Die über den Oelbehältern gelegenen zeichnen sich durch Mangel der orangerothen Chromatophoren aus; sie führen an Stelle derselben farblose, verschieden grosse Kügelchen. Eingestreut sind der Epidermis plasmaleere, nach innen zu geschlossene Spaltöffnungen. Nächst tiefere Schnitte geben instructive Ansichten der Oelbehälter und der Gefässbündelendigungen zwischen denselben. Noch tiefere Schnitte endlich zeigen das schwammförmige, aus schlauchförmig gedehnten Zellen gebildete Gewebe. Im Anschluss an die Fächer werden die Zellen der Schale noch länger, faserförmig, zum Theil stärker

verdickt und dann mit schmalen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. So sind auch die Scheidewände zwischen den Fächern gebaut: im Innern aus schwammförmigem, nach aussen aus faserförmigem, zum Theil stark verdicktem Gewebe. Die schwammförmigen, an der Aussenseite der Fächer, so wie im Innern der Scheidewände befindlichen Elemente treten sehr leicht aus dem Verbande. Die faserförmigen Elemente zeigen sich hingegen ziemlich fest mit einander verbunden. Die beste Ansicht von letzteren bekommt man bei Flächenansichten. Man trennt hierbei in der üblichen Weise den Inhalt der Fächer von einander, hierbei reisst das die Fächer umgebende Schwammgewebe, die Faserschicht bleibt aber als zarte weisse Hülle um das Fruchtfleisch. Breiten wir nun eine solche Hülle aus und betrachten sie bei starker Vergrösserung, so sehen wir sie aus mehreren Schichten parallel zur Oberfläche des Faches und quer zu dessen Längsaxe verlaufender Fasern aufgebaut. Zwischen unverdickten Fasern sind gleich gestaltete, verdickte und getüpfelte eingestreut. — Das Fruchtfleisch besteht aus keulenförmigen Schläuchen, von denen sich schon makroskopisch leicht nachweisen lässt, dass sie alle der Aussenseite des Faches entspringen. Sie sind hier mit schmaler Basis inserirt und füllen, zwischen einander gedrängt, das Fach aus. Sie sind um so länger, je tiefer sie in das Fach reichen, ihr Verlauf ist ein radialer, quer zur Längsaxe des Faches. Jede einzelne dieser Keulen zeigt sich an ihrer Oberfläche umgeben von einer Schicht fest verbundener, gestreckter, faserförmig gestalteter Zellen, wie wir an der Grenze des Faches gesehen. Auch sind diesen Zellen einzelne, stärker verdickte, mit schräg aufsteigenden Tüpfeln versehene eingeschaltet. Das Innere der Keulen ist aber erfüllt von sehr grossen, polygonalen, zartwandigen, saftreichen Zellen, in deren Innerm spindelförmige, sehr schmale, orangeroth gefärbte Chromatophoren sichtbar sind. — Die centrale Gewebesäule, in der die Scheidewände zusammenstossen, wird von demselben Schwammparenchym wie die inneren Theile der Schale gebildet. — Beim „Theilen“ einer Orange befreit man, wie wir gesehen, den Inhalt der Fächer, umgeben von der das Fach umkleidenden Faserschicht, die sich leicht von dem Schwammparenchym ablöst. Diese Faserschicht kann man nun weiter sehr leicht von den Seiten jedes Inhalttheils, schwieriger von der Aussenfläche desselben ablösen, weil hier die Schläuche des Fruchtfleisches mit der Faserschicht verbunden sind. — In dem Fruchtfleische liegen in unbestimmter Anzahl die Samen eingebettet. Sie nehmen die innere Kante der Abschnitte ein, ihre Insertionsstelle nach innen kehrend. Bei der Isolirung der Abschnitte lösen sich die Samen von der Placenta ab; meist bleiben übrigens auch Theile der innern Gewebesäule sammt Placenten an der innerer Kante der Abschnitte haften.

Da die Orangenbäume unserer Gärten leicht das erwünschte Material an Früchten und zwar gleichzeitig in allen Stadien der

Reife liefern, so wollen wir auch eine Entwicklungsgeschichte dieser Früchte versuchen, uns hierbei nur an die wichtigsten Entwicklungsstadien haltend. Der Querschnitt durch einen der Blüthe entnommenen Fruchtknoten zeigt bereits eine ziemlich dicke Wandung, die in ihrer Peripherie Oelbehälter führt und auch eine stark entwickelte Mittelsäule, während die Fächer relativ klein erscheinen. Die Samenknospen sind in den inneren Winkeln der Fächer in zwei Reihen inserirt und mit ihrer Längsaxe radial nach aussen gerichtet. Die Fächer sind mit Epidermis ausgekleidet, an welche zwei bis drei Schichten eines interstitienlosen Gewebes grenzen, während weiterhin das Gewebe lufthaltige Intercellularräume enthält. Aus der äusseren Fläche jedes Faches ragen bereits kleine Höcker in dasselbe hinein, an ihrer Bildung betheiligt sich die Epidermis und die nächst folgende Zellschicht. Der Querschnitt durch eine kleine Fruchtanlage von etwa 5 *mm.* Durchmesser zeigt an Stelle der kleinen Höcker cylindrische kleinzellige Emergenzen, die bis zu verschiedener Tiefe in das Fach reichen und sich bereits zwischen die Samenanlagen einzudrängen beginnen. Ihre Epidermis setzt sich in diejenige des Faches fort, während ihre inneren Zellen in das hypodermale, das Fach umgebende Gewebe übergehen. Einzelne Emergenzen sind auf einer früheren Stufe der Entwicklung stehen geblieben und die Zellen ihrer Oberfläche papillenartig ausgewachsen. Je älter nun die untersuchten Fruchtanlagen, um so länger die Schläuche, welche die sich vergrössernden Fächer ausfüllen. Die Fächer bleiben aber zunächst immer noch sehr klein im Verhältniss zu der stark in die Dicke wachsenden Schale, in deren Peripherie die Zahl der Oelbehälter sich entsprechend vermehrt. Die Fruchtschläuche beginnen weiterhin in ihrem oberen Theile keulenförmig anzuschwellen, ihre Epidermis sich in der Längsrichtung des Schlauches zu strecken, während die inneren Zellen im Schlauche durch fortgesetzte Quertheilung isodiametrisch bleiben. Auch ein stark lichtbrechender gelblicher Inhalt zeichnet die inneren Zellen des Schlauches von deren Epidermis aus. Eine bedeutende Streckung parallel zur Oberfläche des Faches erfährt auch die das Fach umkleidende Epidermis und die an letztere grenzenden Schichten, die sich frühzeitig durch den Mangel an Intercellularräumen auszeichneten. Dies Alles ist an einer Fruchtanlage von 15 bis 20 *mm.* bereits gegeben und hiermit die wesentlichen Momente der Entwicklung schon aufgeklärt, denn die Schläuche brauchen nur noch weiter zu wachsen und sich zu differenziren, um den, uns aus der reifen Frucht bekannten Zustand zu erreichen; aus der Epidermis des Faches und dem ihr angrenzenden Gewebe geht aber die die Fruchtabschnitte umgebende Faserschicht hervor; das jetzt schon lufthaltige Gewebe der Mittelsäule und der Fruchtschale liefert das Schwammparenchym, in der Peripherie der Fruchtschale sind die Oelbehälter in fortgesetzter Anlage begriffen und die jetzt chlorophyllhaltigen Schichten sind es, welche späterhin die orangerothen Chromatophoren enthalten.

verdickt und dann mit schmalen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. So sind auch die Scheidewände zwischen den Fächern gebaut: im Innern aus schwammförmigem, nach aussen aus faserförmigem, zum Theil stark verdicktem Gewebe. Die schwammförmigen, an der Aussenseite der Fächer, so wie im Innern der Scheidewände befindlichen Elemente treten sehr leicht aus dem Verbande. Die faserförmigen Elemente zeigen sich hingegen ziemlich fest mit einander verbunden. Die beste Ansicht von letzteren bekommt man bei Flächenansichten. Man trennt hierbei in der üblichen Weise den Inhalt der Fächer von einander, hierbei reisst das die Fächer umgebende Schwammgewebe, die Faserschicht bleibt aber als zarte weisse Hülle um das Fruchtfleisch. Breiten wir nun eine solche Hülle aus und betrachten sie bei starker Vergrösserung, so sehen wir sie aus mehreren Schichten parallel zur Oberfläche des Faches und quer zu dessen Längsaxe verlaufender Fasern aufgebaut. Zwischen unverdickten Fasern sind gleich gestaltete, verdickte und getüpfelte eingestreut. — Das Fruchtfleisch besteht aus keulenförmigen Schläuchen, von denen sich schon makroskopisch leicht nachweisen lässt, dass sie alle der Aussenseite des Faches entspringen. Sie sind hier mit schmaler Basis inserirt und füllen, zwischen einander gedrängt, das Fach aus. Sie sind um so länger, je tiefer sie in das Fach reichen, ihr Verlauf ist ein radialer, quer zur Längsaxe des Faches. Jede einzelne dieser Keulen zeigt sich an ihrer Oberfläche umgeben von einer Schicht fest verbundener, gestreckter, faserförmig gestalteter Zellen, wie wir an der Grenze des Faches gesehen. Auch sind diesen Zellen einzelne, stärker verdickte, mit schräg aufsteigenden Tüpfeln versehene eingeschaltet. Das Innere der Keulen ist aber erfüllt von sehr grossen, polygonalen, zartwandigen, saftreichen Zellen, in deren Innerm spindelförmige, sehr schmale, orangeroth gefärbte Chromatophoren sichtbar sind. — Die centrale Gewebesäule, in der die Scheidewände zusammenstossen, wird von demselben Schwammparenchym wie die inneren Theile der Schale gebildet. — Beim „Theilen" einer Orange befreit man, wie wir gesehen, den Inhalt der Fächer, umgeben von der das Fach umkleidenden Faserschicht, die sich leicht von dem Schwammparenchym ablöst. Diese Faserschicht kann man nun weiter sehr leicht von den Seiten jedes Inhalttheils, schwieriger von der Aussenfläche desselben ablösen, weil hier die Schläuche des Fruchtfleisches mit der Faserschicht verbunden sind. — In dem Fruchtfleische liegen in unbestimmter Anzahl die Samen eingebettet. Sie nehmen die innere Kante der Abschnitte ein, ihre Insertionsstelle nach innen kehrend. Bei der Isolirung der Abschnitte lösen sich die Samen von der Placenta ab; meist bleiben übrigens auch Theile der innern Gewebesäule sammt Placenten an der innerer Kante der Abschnitte haften.

Da die Orangenbäume unserer Gärten leicht das erwünschte Material an Früchten und zwar gleichzeitig in allen Stadien der

Reife liefern, so wollen wir auch eine Entwicklungsgeschichte dieser Früchte versuchen, uns hierbei nur an die wichtigsten Entwicklungsstadien haltend. Der Querschnitt durch einen der Blüthe entnommenen Fruchtknoten zeigt bereits eine ziemlich dicke Wandung, die in ihrer Peripherie Oelbehälter führt und auch eine stark entwickelte Mittelsäule, während die Fächer relativ klein erscheinen. Die Samenknospen sind in den inneren Winkeln der Fächer in zwei Reihen inserirt und mit ihrer Längsaxe radial nach aussen gerichtet. Die Fächer sind mit Epidermis ausgekleidet, an welche zwei bis drei Schichten eines interstitienlosen Gewebes grenzen, während weiterhin das Gewebe lufthaltige Intercellularräume enthält. Aus der äusseren Fläche jedes Faches ragen bereits kleine Höcker in dasselbe hinein, an ihrer Bildung betheiligt sich die Epidermis und die nächst folgende Zellschicht. Der Querschnitt durch eine kleine Fruchtanlage von etwa 5 *mm.* Durchmesser zeigt an Stelle der kleinen Höcker cylindrische kleinzellige Emergenzen, die bis zu verschiedener Tiefe in das Fach reichen und sich bereits zwischen die Samenanlagen einzudrängen beginnen. Ihre Epidermis setzt sich in diejenige des Faches fort, während ihre inneren Zellen in das hypodermale, das Fach umgebende Gewebe übergehen. Einzelne Emergenzen sind auf einer früheren Stufe der Entwicklung stehen geblieben und die Zellen ihrer Oberfläche papillenartig ausgewachsen. Je älter nun die untersuchten Fruchtanlagen, um so länger die Schläuche, welche die sich vergrössernden Fächer ausfüllen. Die Fächer bleiben aber zunächst immer noch sehr klein im Verhältniss zu der stark in die Dicke wachsenden Schale, in deren Peripherie die Zahl der Oelbehälter sich entsprechend vermehrt. Die Fruchtschläuche beginnen weiterhin in ihrem oberen Theile keulenförmig anzuschwellen, ihre Epidermis sich in der Längsrichtung des Schlauches zu strecken, während die inneren Zellen im Schlauche durch fortgesetzte Quertheilung isodiametrisch bleiben. Auch ein stark lichtbrechender gelblicher Inhalt zeichnet die inneren Zellen des Schlauches von deren Epidermis aus. Eine bedeutende Streckung parallel zur Oberfläche des Faches erfährt auch die das Fach umkleidende Epidermis und die an letztere grenzenden Schichten, die sich frühzeitig durch den Mangel an Intercellularräumen auszeichneten. Dies Alles ist an einer Fruchtanlage von 15 bis 20 *mm.* bereits gegeben und hiermit die wesentlichen Momente der Entwicklung schon aufgeklärt, denn die Schläuche brauchen nur noch weiter zu wachsen und sich zu differenziren, um den, uns aus der reifen Frucht bekannten Zustand zu erreichen; aus der Epidermis des Faches und dem ihr angrenzenden Gewebe geht aber die die Fruchtabschnitte umgebende Faserschicht hervor; das jetzt schon lufthaltige Gewebe der Mittelsäule und der Fruchtschale liefert das Schwammparenchym, in der Peripherie der Fruchtschale sind die Oelbehälter in fortgesetzter Anlage begriffen und die jetzt chlorophyllhaltigen Schichten sind es, welche späterhin die orangerothen Chromatophoren enthalten.

verdickt und dann mit schmalen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. So sind auch die Scheidewände zwischen den Fächern gebaut: im Innern aus schwammförmigem, nach aussen aus faserförmigem, zum Theil stark verdicktem Gewebe. Die schwammförmigen, an der Aussenseite der Fächer, so wie im Innern der Scheidewände befindlichen Elemente treten sehr leicht aus dem Verbande. Die faserförmigen Elemente zeigen sich hingegen ziemlich fest mit einander verbunden. Die beste Ansicht von letzteren bekommt man bei Flächenansichten. Man trennt hierbei in der üblichen Weise den Inhalt der Fächer von einander, hierbei reisst das die Fächer umgebende Schwammgewebe, die Faserschicht bleibt aber als zarte weisse Hülle um das Fruchtfleisch. Breiten wir nun eine solche Hülle aus und betrachten sie bei starker Vergrösserung, so sehen wir sie aus mehreren Schichten parallel zur Oberfläche des Faches und quer zu dessen Längsaxe verlaufender Fasern aufgebaut. Zwischen unverdickten Fasern sind gleich gestaltete, verdickte und getüpfelte eingestreut. — Das Fruchtfleisch besteht aus keulenförmigen Schläuchen, von denen sich schon makroskopisch leicht nachweisen lässt, dass sie alle der Aussenseite des Faches entspringen. Sie sind hier mit schmaler Basis inserirt und füllen, zwischen einander gedrängt, das Fach aus. Sie sind um so länger, je tiefer sie in das Fach reichen, ihr Verlauf ist ein radialer, quer zur Längsaxe des Faches. Jede einzelne dieser Keulen zeigt sich an ihrer Oberfläche umgeben von einer Schicht fest verbundener, gestreckter, faserförmig gestalteter Zellen, wie wir an der Grenze des Faches gesehen. Auch sind diesen Zellen einzelne, stärker verdickte, mit schräg aufsteigenden Tüpfeln versehene eingeschaltet. Das Innere der Keulen ist aber erfüllt von sehr grossen, polygonalen, zartwandigen, saftreichen Zellen, in deren Innerm spindelförmige, sehr schmale, orangeroth gefärbte Chromatophoren sichtbar sind. — Die centrale Gewebesäule, in der die Scheidewände zusammenstossen, wird von demselben Schwammparenchym wie die inneren Theile der Schale gebildet. — Beim „Theilen“ einer Orange befreit man, wie wir gesehen, den Inhalt der Fächer, umgeben von der das Fach umkleidenden Faserschicht, die sich leicht von dem Schwammparenchym ablöst. Diese Faserschicht kann man nun weiter sehr leicht von den Seiten jedes Inhalttheils, schwieriger von der Aussenfläche desselben ablösen, weil hier die Schläuche des Fruchtfleisches mit der Faserschicht verbunden sind. — In dem Fruchtfleische liegen in unbestimmter Anzahl die Samen eingebettet. Sie nehmen die innere Kante der Abschnitte ein, ihre Insertionsstelle nach innen kehrend. Bei der Isolirung der Abschnitte lösen sich die Samen von der Placenta ab; meist bleiben übrigens auch Theile der innern Gewebesäule sammt Placenten an der innerer Kante der Abschnitte haften.

Da die Orangenbäume unserer Gärten leicht das erwünschte Material an Früchten und zwar gleichzeitig in allen Stadien der

Reife liefern, so wollen wir auch eine Entwicklungsgeschichte dieser Früchte versuchen, uns hierbei nur an die wichtigsten Entwicklungsstadien haltend. Der Querschnitt durch einen der Blüthe entnommenen Fruchtknoten zeigt bereits eine ziemlich dicke Wandung, die in ihrer Peripherie Oelbehälter führt und auch eine stark entwickelte Mittelsäule, während die Fächer relativ klein erscheinen. Die Samenknospen sind in den inneren Winkeln der Fächer in zwei Reihen inserirt und mit ihrer Längsaxe radial nach aussen gerichtet. Die Fächer sind mit Epidermis ausgekleidet, an welche zwei bis drei Schichten eines interstitienlosen Gewebes grenzen, während weiterhin das Gewebe lufthaltige Intercellularräume enthält. Aus der äusseren Fläche jedes Faches ragen bereits kleine Höcker in dasselbe hinein, an ihrer Bildung betheiligt sich die Epidermis und die nächst folgende Zellschicht. Der Querschnitt durch eine kleine Fruchtanlage von etwa 5 *mm.* Durchmesser zeigt an Stelle der kleinen Höcker cylindrische kleinzellige Emergenzen, die bis zu verschiedener Tiefe in das Fach reichen und sich bereits zwischen die Samenanlagen einzudrängen beginnen. Ihre Epidermis setzt sich in diejenige des Faches fort, während ihre inneren Zellen in das hypodermale, das Fach umgebende Gewebe übergehen. Einzelne Emergenzen sind auf einer früheren Stufe der Entwicklung stehen geblieben und die Zellen ihrer Oberfläche papillenartig ausgewachsen. Je älter nun die untersuchten Fruchtanlagen, um so länger die Schläuche, welche die sich vergrössernden Fächer ausfüllen. Die Fächer bleiben aber zunächst immer noch sehr klein im Verhältniss zu der stark in die Dicke wachsenden Schale, in deren Peripherie die Zahl der Oelbehälter sich entsprechend vermehrt. Die Fruchtschläuche beginnen weiterhin in ihrem oberen Theile keulenförmig anzuschwellen, ihre Epidermis sich in der Längsrichtung des Schlauches zu strecken, während die inneren Zellen im Schlauche durch fortgesetzte Quertheilung isodiametrisch bleiben. Auch ein stark lichtbrechender gelblicher Inhalt zeichnet die inneren Zellen des Schlauches von deren Epidermis aus. Eine bedeutende Streckung parallel zur Oberfläche des Faches erfährt auch die das Fach umkleidende Epidermis und die an letztere grenzenden Schichten, die sich frühzeitig durch den Mangel an Intercellularräumen auszeichneten. Dies Alles ist an einer Fruchtanlage von 15 bis 20 *mm.* bereits gegeben und hiermit die wesentlichen Momente der Entwicklung schon aufgeklärt, denn die Schläuche brauchen nur noch weiter zu wachsen und sich zu differenziren, um den, uns aus der reifen Frucht bekannten Zustand zu erreichen; aus der Epidermis des Faches und dem ihr angrenzenden Gewebe geht aber die die Fruchtabschnitte umgebende Faserschicht hervor; das jetzt schon lufthaltige Gewebe der Mittelsäule und der Fruchtschale liefert das Schwammparenchym, in der Peripherie der Fruchtschale sind die Oelbehälter in fortgesetzter Anlage begriffen und die jetzt chlorophyllhaltigen Schichten sind es, welche späterhin die orangerothen Chromatophoren enthalten.

Querschnitte durch den einer Blüthe entnommenen Fruchtknoten, mit Kali behandelt, zeigen uns leicht Samenknospen[2]) im medianen Längsschnitt. Die Samenknospen sind anatrop; wir constatiren an denselben die Existenz von zwei dicken Integumenten, eines Nucellus und bei ganz medianen Schnitten auch eines kleinen Embryosacks. Die Bestäubung und Befruchtung liegen bei den Orangen etwa um vier Wochen auseinander. Den Befruchtungsvorgang zu studiren macht Schwierigkeiten, wenden wir uns aber gleich an Samenanlagen aus etwa 20 *mm.* dicken Früchten, so können wir leicht in den zwischen den Fingern ausgeführten Längsschnitten, im Scheitel des Embryosacks die noch wenigzellige Keimanlage finden. Der Nucellus ist trichterförmig vertieft und der Weg, den der Pollenschlauch in denselben nahm, durch kleine, inhaltsreiche Zellen markirt. Am inneren Integument zeichnet sich die innerste Zellschicht durch ihre braune Färbung und die geringe Grösse ihrer Elemente aus. Das innere Integument ist nur einige Zelllagen stark, während das äussere bedeutende Dicke besitzt. An letzterem beginnt die Epidermis sich mit feinkörnigem Inhalt zu füllen und an der Aussenseite zu verdicken. Haben die Samenanlagen eine Höhe von 3—5 *mm.* erreicht, so ist in denselben eine sehr eigenthümliche Erscheinung zu beobachten die an Dasjenige anschliesst, was wir bei Funkia ovata studirt haben. In unmittelbarer Nähe des Embryosackscheitels, oder hin und wieder selbst in namhafter Entferung von demselben zeigen sich in die Embryosackhöhle hineinragende Protuberanzen die nachweisbar auf Gewebewucherungen aus dem angrenzenden Nucellus zurückzuführen sind. So werden auch bei Citrus ähnlich wie bei Funkia neben dem befruchteten Ei Adventivkeime erzeugt. Mediane Längsschnitte durch nächst ältere Samenanlagen zeigen uns derartige, in verschiedenen Stadien der Entwicklung befindliche, rundliche Keimanlagen in den Embryosack hineinragend, besonders sind dieselben in dem vorderen Embryosackende gehäuft. Hin und wieder kann man feststellen, dass auch die von dem Ei stammende Anlage sich weiter entwickelt hat. Alsbald folgt die Anlage des Endosperms und auf Längsschnitten durch nächst ältere Samenanlagen finden wir den Embryosack mit Endosperm ganz angefüllt. In letzteres ragen die Keimanlagen hinein und einige derselben beginnen alsbald ihre beiden Cotyledonen auszubilden und eine für die dicotylen Keime typische Gestalt anzunehmen. Der Nucellus wird bis auf die äusseren Zellschichten von dem Embryosack verdrängt. Am äusseren Integument haben sich die Epidermiszellen in der Längsrichtung bedeutend gestreckt und zugleich an Höhe zugenommen. Die Verdickung ihrer Aussenseite ist sehr stark geworden. Die übrigen Gewebe des äusseren, so wie diejenigen des inneren Integuments haben hingegen eine wesentliche Aenderung nicht erfahren. — Wie wir an noch älteren Samenanlagen feststellen, beginnen sich die Keime in ihrer Entwicklung alsbald zu hindern; einer oder einige behalten die Oberhand und füllen, nach-

dem alles Endosperm verdrängt worden ist, den Embryosack aus. So zeigt uns denn der Längsschnitt durch den reifen Samen entweder nur einen oder mehrere an einander gedrängte Keime, neben den voll entwickelten auch wohl noch einige unvollkommene, zurückgebliebene. Die Polyembryonie ist somit auch bei den Orangen nicht auf das Vorhandensein mehrerer der Befruchtung fähiger Eier im Embryosack, vielmehr auf Adventivkeimbildung basirt. — Die Testa besteht aus den äusseren dicht mit Inhalt erfüllten Zellschichten des Nucellus und aus den beiden Integumenten. Die Grenze letzterer gegen einander ist verwischt, dagegen die innerste Schicht des inneren Integuments durch ihre braune Färbung wohl markirt. Die Epidermis am äusseren Integument hat bedeutende Höhe erreicht und durch neu gebildete schräg getüpfelte Verdickungsschichten auch ihre Seitenwände verdickt. Die nach aussen gelegenen Verdickungsmassen quellen bei Berührung mit Wasser und geben dem Samen die schleimig-schlüpfrige Oberfläche. Auch die zuletzt erzeugten inneren Verdickungsschichten nehmen in ihrem oberen Theile an Volumen zu und treten papillenartig nach aussen vor.

Als instructives Beispiel für Frucht und Samen wollen wir auch die Papilionaceen und zwar Phaseolus vulgaris[3]) in Untersuchung nehmen. Die Frucht ist eine Hülse und gehört zu den trocknen Springfrüchten. Sie ist aus einem einzigen Fruchtblatt entstanden und springt bei der Reife mit zwei Klappen auf, wobei die Trennung an der Bauch- und Rückennaht erfolgt, und jede Klappe sich zugleich in entgegengesetzter Richtung, meist ihre Rückenkante voranführend, schraubenförmig rollt. Die Oberfläche der Schraube wird somit von der Aussenfläche der Klappe gebildet. Die Spannungsverhältnisse, welche sich in der schraubenförmigen Drehung äussern, kommen beim Austrocknen der Fruchtwandung zur Geltung und veranlassen ein Aufspringen der reifen Frucht. Dieses Aufspringen der reifen Frucht und die gleichzeitige sich weiterhin noch steigernde Drehung der Klappen haben aber ein Ablösen der Samen vom Funiculus und Ausstreuen derselben in verschiedener Richtung zur Folge. — Die Samen sind dicht an der Bauchkante der Klappen mit kurzem doch dicken Funiculus inserirt. Die Befestigungsstelle des Funiculus liegt in halber Höhe der Samenknospe. Ein Theil des Funiculus bleibt bei Lostrennung des Samens an der Placenta zurück. Der Keim füllt den Samen vollständig aus. Schälen wir die Haut von einem frischen oder in Wasser aufgeweichten Samen ab, so behalten wir nur den Embryo, dessen zwei grosse grünliche Cotyledonen uns sofort in die Augen fallen. Dieselben liegen einander flach an und sind parallel an den breiten Seiten des Samens orientirt. Legen wir sie aus einander, so tritt uns an dem der Mikropyle des Samens entsprechenden Ende seitlich, nach dem Funiculus zu, in abwärts gerichteter, schräger Lage, das cylindrische mit der Radicula abschliessende hypocotyle Glied entgegen; zwischen den Cotyledonen sehen wir aber die gelbliche Plumula, welche hier eine relativ bedeutende Stärke erreicht, denn sie zeigt zwei kräf-

tige, am Vegetationskegel des Stämmchens inserirte Blattanlagen. Wir halbiren nunmehr den Samen quer mit einem Taschenmesser und stellen zarte Querschnitte her, um den Bau der Samenschale kennen zu lernen. Die Rückenkante des Samens schliessen wir zunächst von der Betrachtung aus. Die Samenschale zeigt uns zu äusserst eine aus cylindrischen, stark verdickten Zellen gebildete Epidermis. Ein parallel zur Oberfläche geführter Schnitt, den wir zum Vergleich sofort heranziehen, lehrt uns, dass diese Zellen im Grundriss polygonal sind, in ihrem oberen Theile bis zum Schwinden des Lumens verdickt, während im unteren Theile ein Lumen vorhanden, somit bei tieferer Einstellung sichtbar wird. Der Querschnitt, zu dem wir zurückkehren, führt uns noch eine weitere eigenthümliche Erscheinung an diesen Epidermiszellen vor, nämlich die sogenannte Lichtlinie.[4]) Dieselbe tritt besonders gut an etwas dickeren Stellen des Schnittes und tieferer Einstellung, als dunkler dem Rande parallel laufender Streifen hervor. Sie ist um etwa ein viertel Höhe von der Aussenfläche der Epidermis entfernt. Die Verdickungsschichten keilen sich an den Seitenwänden der Epidermiszellen aus, die Innenwände sind nicht verdickt. Auf die Epidermis folgt eine einfache, regelmässige Schicht quadratischer, interstitienloser Zellen. Diese Zellen sind an den Seitenwänden stark verdickt, der Art, dass nur ein kleines, sanduhrförmiges Lumen zurückblieb. In diesem Lumen liegen entweder radial, oder in dem erweiterten Ende des Lumens tangential, ein bis zwei Krystalle. Der Flächenschnitt, den wir schon vorhin betrachtet, mit der Innenseite nach oben gelegt, lehrt uns, dass auch der Grundriss dieser an ihren Krystallen leicht kenntlichen Zellen quadratisch ist. Es folgen jetzt nach innen mehrere Schichten abgerundeter tangential gedehnter Zellen, die lufthaltige Intercellularräume führen. Weiter nach innen eben solche Zellen, ohne lufthaltige Intercellularräume und zwischen denselben stellenweise Querschnitte mehr oder weniger zerdrückter Gefässbündel. Den Schluss nach innen bilden zahlreiche Schichten kleiner, sehr stark gedehnter Zellen. An der Rückenkante ist das Bild der Samenschale nicht anders, so lange als nicht die Insertion des Funiculus erreicht ist. Dicht über dieser Insertion kann man aber mit der Lupe einen kleinen Punkt erkennen, welcher der Mikropyle entspricht und wo das Gewebe der Testa auf eine kurze Strecke hin durchbrochen ist. Aus dem Funiculus und zwar dem untern Rande desselben folgend, tritt ein Gefässbündel in den Samen ein, das sich alsbald in zwei Aeste spaltet, von denen der eine einfach bleibt und abwärts bis zur Chalaza läuft, der andere aufwärts geht und sich alsbald in mehrere Zweige spaltet, von denen die zwei kräftigsten im Bogen abwärts umbiegen und mit quer abgehenden Seitenzweigen den untern Theil der Samenschale versorgen, während einige mittlere, schwächere Bündel sich verzweigend in ähnlicher Weise den obern Theil der Samenschale durchziehen. Dieser Gefässbündelverlauf ist aber nur schwer an

Querschnitten, wohl aber an Längsschnitten zu eruiren und zwar an tangentialen die parallel der Rückenkante des Samens geführt werden, so wie an genau medianen. Ein Durchschnitt in halber Höhe der Funicularinsertion führt uns den am Samen verbliebenen Theil des Funiculus vor, der an seiner, dem Samen zugekehrten und ihm flach anliegenden Seite, eine ebensolche cylindrische Epidermis wie die Testa aufzuweisen hat. Diese Epidermis greift hier von beiden Seiten so tief zwischen Funiculus und Samen ein, dass nur ein ganz enger Streifen übrig bleibt, der mit dünnwandigem Gewebe angefüllt ist. An der Stelle, wo die Epidermis des Funiculus von der Samenoberfläche abbiegt, sieht man deren Zellen ihre Gestalt verändern, sich in schräger Richtung gegen die Samenoberfläche strecken, dann an Grösse abnehmen und schliesslich ganz niedrig werden. Hier reisst der Funiculus durch. Sein Inneres ist erfüllt von sehr lockerem Schwammparenchym und nur die beiden vornehmlich von der Epidermis gebildeten Kanten führen stärker verdickte, lückenlos verbundene Elemente. Die dem Funiculus anliegende Stelle der Testa des Samenkorns zeigt keine abweichend gebaute Epidermis, wohl aber ist ihre Krystallschicht unregelmässig ausgebildet und durch mehrere ihr gleiche, ebenfalls krystallführende Zellschichten verstärkt; diese Zellen sind gleich stark in ihrem ganzen Umfang verdickt. Es folgt dann eine dicke Lage von Schwammparenchym, mit stark verdickten Zellwänden und lufterfüllten Intercellularräumen. Diese geht in Schichten tangential gestreckter Zellen, die keine Luft zwischen sich führen, über. Die Samenhaut schliesst endlich mit einer ziemlich starken, kleinzelligen Gewebelage ab. An den Gewebestreifen, der das Funiculargewebe mit dem Gewebe der Testa verbindet, grenzt eine im Querschnitt gestreckt elliptische Gewebemasse, die aus quer gestreckten, netzförmig verdickten, lufthaltigen Elementen besteht; sie wird von mehreren Lagen engerer, unverdickter, farblosen Zellsaft führender Zellen umgeben. Diese Gewebemasse endigt nach oben sich verjüngend blind und zwar in derselben Höhe, in welcher der obere Rand der Funicularinsertion liegt, nach unten erweitert sie sich und deckt das eintretende Gefässbündel, dem sie bis zu dessen Verzweigungsstelle folgt und zu dem sie als Transfusionsgewebe gehört. In dem inneren, luftfreien Gewebe der Testa sind zwei, eventuell mehr, quer durchschnittene Gefässbündel, zu sehen, welche aufsteigende Zweige des tiefer aus dem Funiculus eingetretenen Bündels repräsentiren. An der Stelle, wo das Gefässbündel eindringt, ist der Streifen der die inneren Gewebe der Samenhaut und des Funiculus verbindet, nur wenig breiter, er lässt eben nur das Gefässbündel durch. Querschnitte, die unterhalb der Funicularinsertion geführt werden, treffen den Nabel, der mit dem blossen Auge als gelblicher, mit einer medianen Furche versehener Höcker unter dem Funiculus zu sehen ist. An Stelle der Krystallschicht und des mit Luft durchsetzten Gewebes treten uns hier zahlreiche Schichten radial gestreckter fast

bis zum Schwinden des Lumens verdickter Zellen entgegen. Auf der Innenseite derselben liegt die Verzweigungsstelle des eingetretenen Gefässbündels. Der Furche am Nabel entsprechend sind die Epidermiszellen schwach verdickt, lufthaltig und bilden hier daher einen dunkleren Streifen. — Die Testa des reifen Samens, mit Chlorzinkjod behandelt, zeigt die Epidermis dunkelviolett, die Krystallschicht weinroth gefärbt; auch die übrigen Gewebe nehmen mehr oder weniger ausgeprägte, violette Färbung an, mit Ausnahme der Gefässe in den Gefässbündeln und der Elemente des Transfusionsgewebes, die sich gelbbraun tingiren. Die seitlich die Epidermiszellen trennenden Mittellamellen färben sich auch gelbbraun, doch nicht ihrer ganzen Höhe nach, vielmehr in einer Partie, die etwa in zwei Drittel Höhe der Zelle ihre stärkste Entwicklung erreicht. Die so tingirte Partie ist in der Mitte etwas angeschwollen und läuft nach beiden Seiten spitz aus, mit der oberen Kante etwa doppelt näher dem Scheitel, als mit der unteren dem Grunde der Zelle sich nähernd. Diese cuticularisirten Stellen sind es, die allem Anschein nach die Bildung der Lichtlinie an dem frisch untersuchten Material veranlassen.

Wir wollen uns jetzt auch mit dem Bau der reifen lufttrocknen Fruchtschale bekannt machen, wobei wir gleichzeitig einen Einblick in den Mechanismus ihres Oeffnens und ihrer Drehung gewinnen werden. An zarten Querschnitten sehen wir zu äusserst die Epidermis, die von einer faltigen, bräunlichen Cuticula bedeckt ist. Auf diese folgt eine hypodermale Schicht etwas grösserer, stark verdickter Zellen, die der Querschnitt nur unvollkommen zeigt, weil dieselben einen schrägen Verlauf haben. Dann kommt eine kräftige, aus zum Theil collabirten Zellen gebildete Gewebelage, welche in den äusseren Theilen gelbliche Inhaltsmassen führt und durch diese die gelbe Färbung der Hülse veranlasst, in den inneren Theilen von Gefässbündeln durchsetzt ist. Auf diese folgt eine innere, aus mehreren Lagen gebildete Faserschicht, die sogenannte Hartschicht, mit ebenfalls schrägem Verlauf. Ihre Zellen sind stark verdickt, englumiger in der äusseren als in den inneren Lagen. Dann eine Haut aus dünnwandigen, völlig collabirten Zellen, die sich von der innern Faserschicht leicht trennt und die weisse, seidenpapierartige innere Auskleidung des Fruchtgehäuses bildet. — An der Bauch- und Rückenkante der Fruchtwandung befindet sich eine Furche, der entsprechend sich die Frucht öffnet. An die Furche der Bauchkante schliesst ein zweischichtiger, dünnwandiger Gewebestreifen an, zu dessen beiden Seiten die Zellen collenchymatisch verdickt sind. Dieser Streifen verbreitert sich, wird braunwandig und durchsetzt die sichelförmigen Sklerenchymfasergruppen, durch welche die beiden hier liegenden Gefässbündel an ihrer Bastseite geschützt werden. Das parenchymatische, dünnwandige Gewebe ist es, das unregelmässig zwischen den beiden Bündeln und den Placenten bis zur Fruchtknotenhöhle reisst. An die Furche der Rückenkante schliesst eine besondere Gewebeplatte

nicht an, das an dieser Stelle nur wenige Zelllagen starke collenchymatisch verdickte Gewebe muss durchrissen werden, daher auch die Trennung leichter an der Bauch- als an der Rückenkante erfolgt. Weiter geht die Trennung mitten durch das eine, median gestellte Gefässbündel, in dessen äusserer Sklerenchymscheide aber eine eben solche, mit braunwandigen Zellen erfüllte Lücke vorhanden ist, wie zwischen den beiden Sklerenchymscheiden der Bauchseite; der Holzkörper ist median von einer dünnwandigen, markstrahlähnlichen Gewebeplatte durchsetzt. — Flächenschnitte zeigen uns die Epidermis aus polygonalen Zellen gebildet. Zwischen diesen Zellen liegen einzelne, abgestorbene Spaltöffnungen. Die Cuticula ist scharf gefaltet, und zwar sternförmig um einzelne Zellen, welche als Fusszellen abgeworfener Haare sich zu erkennen geben. Unter der Epidermis liegen stark verdickte, an den Enden zugespitzte Sklerenchymfasern. Ist man über die natürliche Lage des der Fruchtoberfläche entnommenen Schnittes genau orientirt, so kann man feststellen, dass diese Fasern von der Bauchnaht gegen die Rückennaht wenig steil, etwa unter 25° aufsteigen. Dieses Verhältniss ist als zarte Streifung zum Theil schon makroskopisch an der unversehrten Fruchtwandung zu constatiren. (Die Hülsen der meisten anderen Papilionaceen entbehren dieser hypodermalen Sklerenchymschicht, dafür sind die Epidermiszellen stark verdickt und in derselben Richtung wie hier diese Sklerenchymfasern gestreckt). Weiter nach innen zu folgt unregelmässig parenchymatisches, in den inneren Lagen von Gefässbündeln durchsetztes Gewebe. An einem tiefer geführten Schnitt gelangen wir zu den inneren Sklerenchymfaserlagen, der Hartschicht, deren Elemente in entgegengesetzter Richtung als diejenigen der äusseren, und zwar weit steiler, etwa 65° aufsteigen. Man sieht ihren Verlauf als feine Streifung, wenn man die Fruchtwand nach Entfernung der seidenpapierartigen Haut von innen betrachtet. Die seidenpapierartige Haut selbst lässt eine Zusammensetzung aus rundlichen, dünnwandigen Elementen erkennen. — Das Aufspringen der Hülse wird durch hygroskopische Spannungen zwischen der Hartschicht und dem Hypoderma (bei anderen Papilionaceen, der stark verdickten Epidermis) bedingt. Die Elemente der Hartschicht sowohl als des Hypoderma ziehen sich beim Austrocknen stärker in der Quere als in der Länge zusammen. Für die Richtung der Torsion ist die Hartschicht bestimmend, die Torsion erfolgt nämlich parallel zu der Richtung der Fasern derselben. In den aufeinander folgenden Lagen der Hartschicht nimmt die Quellungsfähigkeit der Zellwände von aussen nach innen zu. Isolirt man die Hartschicht durch Entfernen der übrigen Gewebetheile, so führt dieselbe beim Austrocknen auch für sich allein die nämlichen Drehungen wie zuvor die ganze Klappe, wenn auch in geringerem Maasse, aus. Wird ein trocknes Fruchtgehäuse mit gedrehten Klappen in Wasser gelegt, so haben sich diese alsbald gerade gestreckt.

Ein medianer, zwischen den Fingern ausgeführter Längsschnitt durch die, dem Fruchtknoten einer Blüthe entnommene Samenknospe, zeigt, dass letztere anatrop und zwar mit Uebergang zu campylotrop ist, denn Embryosack und Nucellus krümmen sich in ihrem oberen Theile in der Richtung zum Funiculus. Die Samenknospe hat zwei Integumente, von denen das innere nur zweischichtig, das äussere stärker, an den dünnsten Stellen sechsschichtig ist und an seiner Spitze durch Vermehrung der Zellen der hypodermalen Schicht noch weit bedeutender anschwillt. Eine deutlich abgegrenzte Epidermis deckt das äussere Integument und setzt sich auch über die Funicularseite der Samenknospe fort. Der Funiculus ist sehr kräftig und seine Ansatzstelle an der Samenknospe von entsprechender Höhe. Sein Gefässbündel ist bis unter die Chalaza zu verfolgen. Der Nucellus ist kolbenförmig, im unteren Theile, seinem Bauchtheile, grosszellig, kräftig entwickelt, im oberen, seinem Halstheile, auf eine einfache Schicht kleiner, die Embryosackspitze umgebender Zellen reducirt. Der Embryosack ist schmal und durchsetzt den Nucellus bis an dessen Basis. Seine von der einfachen Nucellarschicht umgebene Spitze, steht in gleicher Höhe mit dem Rande des inneren Integuments und wird nur vom äusseren überragt, dessen Rand sich in der Richtung zum Funiculus über den Nucellarscheitel legt. — Ein nächst älterer Zustand, gleich nach der Befruchtung, zeigt uns das Nucellargewebe des Halstheils durch den Embryosack verdrängt, wodurch der Bauchtheil des Nucellus von einer, die Embryosackspitze noch deckenden Nucellarkappe getrennt wird. Der im Bauchtheil des Nucellus befindliche Theil des Embryosacks ist collabirt und nur noch schwer zu unterscheiden. In der Spitze des Embryosacks ist der Vorkeim zu sehen. — Der Längsschnitt durch eine Samenknospe aus einer ca. 20 *mm.* langen Fruchtanlage zeigt den Bauchtheil des Nucellus, frei in eine innere Höhlung der Samenknospe hineinragend. Der Embryosack hat sich entsprechend oberhalb des Nucellarbauchtheils erweitert und kleidet mit seiner Wandung die gedachte Höhlung aus, sich auch der Oberfläche des Nucellarbauchtheils anschmiegend. Der verengte Theil des Embryosacks hat sich bereits mit Endosperm angefüllt und wird schon zur Hälfte von der cylindrischen Keimanlage erfüllt. Die innere Zellschicht des inneren Integuments hat an Höhe zugenommen, während die äussere Zellschicht desselben sich abgeflacht hat. Das äussere Integument hat durch perikline und antikline Theilungen in den hypodermalen Schichten an Dicke gewonnen. — Eine Samenanlage, die wir einer ca. 40 *mm.* hohen Fruchtanlage entnehmen, zeigt den Bauchtheil des Nucellus geschrumpft, als unregelmässigen Höcker in die grosse Centralhöhlung der Samenanlage vorspringend. Die Embryonalanlage ragt bereits in diese Höhlung hinein und beginnt ihre beiden Cotyledonen anzulegen. Die Wandung hat an Dicke zugenommen, ohne sonst wesentliche Veränderung zu zeigen; der Funiculus schwillt im Verhältniss zu der Grössenzunahme der ganzen Samenknospe an. — Etwa 3 *mm.* hohe Samenanlagen, aus entsprechend älteren Fruchtanlagen, zeigen den Keim noch weiter entwickelt, von einer Endospermschicht umgeben, während an den anderen Orten Endospermbildung nicht erfolgt ist. In der Wandung der Samenanlage beginnt eine Differenzirung. Die Epidermis wird jetzt von schmalen, radial gestreckten,

chlorophyllfreien Zellen gebildet. Die Zellen der nächstfolgenden Schicht erscheinen isodiametrisch, ebenfalls chlorophyllfrei, lückenlos verbunden; die nächstfolgenden Schichten führen lufthaltige Intercellularräume; dann folgen Schichten ohne solche; beide sind chlorophyllarm. Die nächstfolgenden Schichten sind kleinzelliger, chlorophyllreicher; den Schluss bilden die chlorophyllfreien beiden Schichten, die dem innern Integument entstammen. An dem unteren, funicularwärts vorspringenden Höcker der Samenanlage ist die Epidermis besonders hoch. Auch greift die Epidermis von den Seiten her faltenartig zwischen Funiculus und Samenanlage ein. — In etwa 6 *mm.* hohen Samenanlagen füllen die Cotyledonen des Keimes etwa ein Drittel der Embryosackhöhle aus. Die oberen Zellen des Suspensors erscheinen blasenförmig angeschwollen. Der Nucellarhöcker ist auf genau medianen Längsschnitten im Grunde der Embryosackhöhle noch aufzufinden. Der Funiculus trennt sich bereits leicht von der Samenanlage. — Der Längsschnitt durch ein nächst älteres Stadium zeigt quer durchschnittene Procambiumstränge in der mittleren, luftfreien Schicht der Wand; sie geben den quer verlaufenden Gefässbündeln den Ursprung, die wir vom fertigen Zustande her kennen. — Auf nächst folgenden Entwicklungsstadien erreichen die Cotyledonen den Grund der Embryosackhöhle, der Keim ist in allen seinen Theilen ausgebildet und trägt bereits an dem kräftig entwickelten Vegetationskegel die zwei mit den Cotyledonen alternirenden Blattanlagen. Im hypocotylen Gliede markirt sich zwischen Mark und Rinde das helle Gewebe des Verdickungsringes und auch der Abschluss am Wurzelende ist leicht zu sehen. Alle Zellen des Suspensors sind jetzt blasenförmig angeschwollen. Zur Endospermbildung an der Embryosackwand ist es nirgends gekommen. An der Samenhaut zeichnet sich deutlich die radial gestreckte, noch unverdickte Epidermis aus, während die übrigen Gewebe sich noch wenig verändert haben. Zwischen den Cotyledonarspitzen und der Wand der Höhlung ist aber selbst für das blosse Auge eine gelbliche Substanz sichtbar, die sich herausnehmen und isolirt untersuchen lässt. Sie präsentirt sich als eine der Embryosackwandung anliegende braungelbe, grumöse Masse, die in dem desorganisirten Plasma und den Zellkernresten des Embryosackwandbelegs ihren Ursprung nahm. Auf nächst älteren Stadien ist ausser der Epidermis auch die nächst folgende Zellschicht durch gleichmässige Ausbildung und radiale Streckung ihrer Elemente ausgezeichnet. Wir haben somit jetzt die hohe Epidermis, eine etwa halb so hohe hypodermale Schicht, eine grosszellige Gewebelage mit lufterfüllten Intercellularräumen, eine ebensolche von Gefässbündeln durchsetzte, ohne luftführende Intercellularräume und das innere, kleinzellige Gewebe, das mit den beiden aus dem inneren Integument entstandenen Schichten, von denen nur die innere noch kenntlich ist, abschliesst. Von hellgrün geht jetzt die Samenhaut in weiss über. Es hat die Verdickung der Epidermis begonnen, während im Protoplasma der hypodermalen Zellen je ein kleiner Krystall sich zeigt. Es brauchen dieser Krystall nur auszuwachsen, diese Zellschicht sich zu verdicken, die inneren Gewebe theilweise zu collabiren, damit der fertige Zustand erreicht sei.

Der Querschnitt durch einen der Blüthe entnommenen Fruchtknoten zeigt uns die Wandung desselben von einer scharf abgesetzten Epidermis über-

zogen. Dieselbe führt vereinzelte Spaltöffnungen und zahlreiche Haare, die zum geringeren Theile lange Borstenhaare, zum grösseren Theile kurze, noch in verschiedenen Stadien der Entwicklung begriffene Köpfchenhaare sind. Auf die Epidermis der Aussenseite folgt eine geschlossene Schicht tafelförmiger Zellen. Dann kommen, das ganze Innere der Fruchtknotenwand füllend, grössere, abgerundete Zellen, die in den äusseren Schichten chlorophyllhaltig mit luftführenden Intercellularen, in den inneren Schichten chlorophyllfrei, ohne Intercellulare sind. Zwischen den Zellen dieser letzteren Schichten sind zahlreiche kleinzellige Procambiumstränge zu unterscheiden. Es folgen mehrere Schichten kleiner Zellen, die wieder chlorophyllhaltig sind und einige Luft zwischen sich führen. Den Schluss bilden zwei gleichwerthige, chlorophyllfreie Zellschichten, mit auf einander treffenden Längswänden, augenscheinlich aus gemeinsamen Mutterzellen hervorgegangen, eine zweischichtige, innere Epidermis bildend. Um diese einschichtig zu finden, sind Querschnitte durch noch geschlossene Blüthenknospen nöthig. An den Kanten des Fruchtknotens ist das Gewebe der Wandung angeschwollen und birgt innerhalb des chlorophyllfreien Mesophylls die Gefässbündel. An der Bauchkante ist eine Furche vorhanden; von dieser aus läuft durch die ganze Dicke der Wandung, bis zwischen die in die Fruchtknotenhöhle vorspringenden Placenten, ein zweischichtiger Gewebestreifen, der gleichsam die Epidermis der Aussenseite fortsetzt. Von den beiden Placenten ist diejenige stärker entwickelt, die gerade eine Samenknospe trägt. — Nehmen wir hierauf eine viel ältere, ohne Stiel zwischen 15 bis 20 *mm.* hohe Fruchtanlage in Untersuchung. Wir erkennen an ihr ohne Mühe alle die älteren Theile wieder. An der Epidermis der Aussenseite sind die jüngst erzeugten Borstenhaare durch geringere Höhe ausgezeichnet, und auch dadurch, dass ihre Spitze hakenförmig umgekrümmt ist, während die ursprünglichen, längeren Borstenhaare absterben. Die übrigen Theile haben an Grösse zugenommen und sich weiter ausgebildet. Die Gefässbündelzweige sind aus den Procambiumsträngen differenzirt. Als wesentliche Bereicherung ist aber nur das innere, bereits vielschichtig gewordene Gewebe anzusehen, das durch fortgesetzte Theilung aus den Elementen der inneren Epidermis entstanden ist. Die äussersten, an die Chlorophyllschicht grenzenden Theile dieses Gewebes, werden besonders kleinzellig, und es muss selbst an Querschnitten auffallen, dass sie sich in schräger Richtung strecken. Eine ebensolche schräge Längsstreckung lässt sich für die unter der Epidermis der Aussenseite gelegene Zellschicht constatiren, an Schnitten, die parallel zur Oberfläche des Fruchtknotens geführt werden. Diese schräg gestreckten Zellen scheinen deutlich unter den kleinen, polygonalen Zellen der mit massenhaften Haargebilden besetzten Epidermis durch. — Eine halb ausgewachsene Hülse zeigt uns die Epidermis der Aussenseite, an der die Haargebilde bereits abgestorben sind; die anschliessende Faserschicht, deren Verdickung bereits beginnt; ein mächtiges Chlorophyllgewebe, das in seinen inneren Theilen von Gefässbündeln durchsetzt ist; die innere Faserschicht, gegen welche das Chlorophyllgewebe mit kleinen flachen Zellschichten scharf abgesetzt ist und ein grosszelliges, sehr chlorophyllarmes Gewebe, das die halbe Dicke der ganzen Wand ausmacht und mit der inneren Faserschicht zusammen aus der inne-

ren Epidermis hervorging. Dieses innere Gewebe wird an der von den Placenten eingenommenen Bauchkante nicht ausgebildet und lässt auch einen schmalen Streifen an der Rückenkante frei. Das Gefässbündel bildet an der Bauchkante zwei durch die mediane, in den inneren Theilen stärker gewordene Gewebeplatte getrennte Gruppen. An der Rückenkante liegt nur ein medianes Gefässbündel, dessen Bast- und Holztheil aber auch durch eine markstrahlähnliche Gewebeplatte halbirt ist. Eine ursprünglich kaum angedeutete Vertiefung an der Rückenkante hat sich in Folge ausbleibender Entwicklung der Chlorophyllschicht an dieser Stelle in eine tiefe Furche verwandelt. Das an die Furche der Bauch- wie der Rückenkante grenzende Gewebe hat sich ausserdem collenchymatisch verdickt. Beim Reifen markirt sich der Gegensatz zwischen dem inneren, an der inneren Faserschicht beginnenden und dem äussern Gewebe der Fruchtwandung selbst für das blosse Auge. Die Chlorophyllkörner der Chlorophyllschicht füllen sich mit Stärke und verlieren ihre Färbung, wobei die Wandung einen gelben Ton annimmt. Hierauf trocknet das innere Gewebe ein, fällt zusammen, trennt sich von der inneren Faserschicht und bildet das zarte, weisse Häutchen, das die Frucht im Innern auskleidet. Auch die äusseren Gewebe sinken zusammen, so dass die Fruchtwandung auf einen Bruchtheil ihrer ursprünglichen Dicke reducirt erscheint.

Ganz eigenartige Structurverhältnisse bietet uns die Fruchtschale der Mericarpien bei einigen Labiaten. Das geeignetste Untersuchungsobject dürfte hier Salvia Horminum sein,[5]) eine Pflanze, die in allen botanischen Gärten zu finden ist. Oeffnen wir den persistenten Kelch, der die Frucht dauernd schützt, so finden wir am Grunde desselben die vier, bei der Reife dunkelbraunen, aufrechten, verkehrt eiförmigen, etwas abgeflachten nussartigen Theilfrüchte oder Mericapien. Wie wir schon wissen, entstehen dieselben bei Asperifolien und Labiaten aus einem der Anlage nach zweifächerigen, durch falsche Scheidewände frühzeitig vierkämmerig gewordenen Fruchtknoten, dessen Kammern an ihrem Scheitel frei auswachsen und schliesslich ganz unabhängig von einander werden. — Wir stellen uns zunächst einen wenn auch noch so kleinen Schnitt von der Oberfläche der Theilfrucht her und untersuchen denselben in Alcohol. Wir finden diese Oberfläche gebildet von im Grundriss regelmässig polygonalen, meist fünf- bis sechseckigen Zellen, die bis zum Schwinden des Lumens verdickt sind. Lassen wir nun vorsichtig Wasser zum Präparat hinzutreten, so zeigt sich uns ein merkwürdiges Schauspiel. Wir sehen zunächst die Grenzen der Zellen sich scharf zeichnen und können nun deutlich ausser den die Zellen trennenden primären Wänden eine schwächer lichtbrechende äussere und eine stärker lichtbrechende innere Verdickungsschicht in jeder Zelle unterscheiden; letztere ist gefaltet und umgiebt ein entsprechend geformtes, mit Resten gebräunter Substanz erfülltes Zelllumen. Plötzlich sieht man die Verdickungsschichten stark quellend, die Cuticula durchbrechen und sich von den primären Seitenwänden befreiend, schlauchförmig aus dem oberen Ende der Zelle hervorbrechen. Während ihrer Grössenzunahme krümmen sie sich hin und her und erreichen schliesslich

wohl das vierzigfache der ursprünglichen Länge. Dabei wickelt sich die innere, stärker lichtbrechende Verdickungsschicht zu einem relativ derben Schraubenbande auf, das im ersten Augenblick einfach, bei weiterer Quellung in zwei, oft vier, ja selbst mehr parallele Schraubenbänder sich zerlegt. Die äussere Verdickungsschicht lässt eine Zusammensetzung aus zahlreichen Lamellen erkennen und zeigt auch meist deutlich eine nur wenig steil aufsteigende Streifung, die auf eine schraubenförmige Differenzirung dieser Lamellen hinweist; die Streifen sind äusserst dünn und zart. Das Innere des Schlauches nimmt der während der Dehnung in Stücke zerrissenen braunen Zellinhalt ein, in welchem der gleichfalls gebräunte Zellkern meist noch zu erkennen ist. Die äussere Verdickungsschicht quillt schliesslich bis zur Unkenntlichkeit auf, während die Windungen der inneren Schraubenbänder immer weiter auseinander gezogen werden. — Der gebildete Schleim hält mit grosser Zähigkeit das einmal aufgenommene Wasser fest und so dient denn die ganze Einrichtung dazu, die ausgesäeten Theilfrüchte zu fixiren und sie mit einer dauernden Feuchtigkeitsschicht zu umgeben. — Versuchen wir es nunmehr, uns auch über die an Schnitten durch die Theilfrüchte gewonnenen Bilder zu orientiren. Wir wollen uns in diesem Falle mit Querschnitten begnügen, die wir zwischen Kork ausführen und die wir zunächst auch wieder in Alcohol studiren müssen. Wir finden an diesen Schnitten zu äusserst eine Schicht hoher, cylindrischer Zellen, deren Mittellamellen braun, deren Verdickungsschichten farblos sind und eine schraubenförmige Differenzirung verrathen, deren Lumen von einem braunen Strang abgestorbener Zellsubstanz erfüllt ist. Wir erkennen in diesen Zellen dieselben, deren Verdickungsschichten wir vorhin quellen liessen. Sie ruhen auf einer mässig dicken Schicht aus collabirten, mit dunkelbraunem Inhalt erfüllten Zellen. Auf diese äussere Haut, folgt nach innen und zwar von ihr getrennt, eine zweite, von sehr eigenthümlichem Bau. Dieselbe zeigt auf ihrer Aussenseite flache, scheibenförmige Vorsprünge, die sich nach aussen etwas verjüngen, weiss und stark lichtbrechend sind. Diese Körper sitzen einer bräunlich gefärbten, nur eine Zelllage dicken Schicht auf, in welcher die Grenzen der einzelnen Zellen nur schwer zu unterscheiden sind. Diese Zellen haben sehr stark verdickte Wände, die von zahlreichen feinen, nach aussen sich verzweigenden Porenkanälen durchsetzt sind. Das äusserst reducirte Lumen jeder Zelle wird durch einen kleinen braunen Inhaltsklumpen angezeigt, was die Orientirung über die Zahl der vorhandenen Zellen erleichtert. Der Innenseite dieser porösen Zellen liegt noch eine einfache, sehr flache Schicht braunen Inhalt führender Zellen an. — Der Samen, der die von der inneren Fruchtwandung umschlossene Höhlung ausfüllt, ist von einer äusserst zarten Testa umgeben, die aus einer äusseren, netzförmig verdickten Membran und einer ihr angrenzenden flachen, mit granulirtem Inhalt erfüllten Zellschicht besteht. Nach Zusatz von Wasser lässt sich an den Schnitten das Hervortreten der Verdickungsschichten aus den cylindrischen Zellen der Fruchtoberfläche besonders schön verfolgen. — An Flächenansichten der inneren Fruchtschale könnten die weissen, scheibenförmigen Erhöhungen leicht für Vertiefungen gehalten werden. Sie sind in geringen, annähernd gleichen Abständen auf der Haut vertheilt. Bei tieferer Einstellung treten uns die

feineren Poren der nächst tieferen Zellschicht, bei noch tieferer deren kleine, braune Inhaltsmassen entgegen.

Wir wollen uns über die Entwicklungsgeschichte der Frucht- und Samenschale zu orientiren suchen. Wir begnügen uns auch hier mit Querschnitten, die wir zwischen Holundermark, bei härter werdender Fruchtschale zwischen Kork ausführen. — Querschnitte durch die Anlagen der Theilfrüchte, aus einer welkenden Blüthe, zeigen uns die Fruchtwandung gebildet von der Epidermis der Aussen- und Innenseite und dem in regelmässige Schichten angeordneten Mesophyll. Die Epidermis beider Seiten ist chlorophyllfrei und so auch die beiden inneren Mesophyllschichten; die übrigen führen Chlorophyllkörner. Das chlorophyllhaltige Mesophyll ist in annähernd regelmässigen Abständen von schwachen Gefässbündeln durchsetzt. Auf nächst älteren Zuständen beginnt sich die Epidermis der Aussenseite durch ihre Höhe zu markiren, während umgekehrt die Epidermis der Innenseite sehr flach wird. Dahingegen haben sich die Zellen der an die innere Epidermis grenzenden Schicht in radialer Richtung bedeutend gestreckt und übertreffen selbst die Epidermis der Aussenseite an Höhe. Auch die nächst äussere, farblose Zellschicht beginnt sich schärfer zu zeichnen. Ihre Zellen sind tangential gedehnt und führen farblosen, vereinzelt auch dunkelbraunen Inhalt. Erst die weiter nach aussen liegenden chlorophyllhaltigen Mesophyllschichten haben ihren ursprünglichen Charakter behalten. Ein älterer Entwicklungszustand zeigt uns die Epidermis der Aussenseite sehr stark verlängert, die höchsten Zellen der Wandung nunmehr repräsentirend. Die Epidermis der Innenseite ist ganz flach; die Zellen der ihr angrenzenden Schicht haben sich an ihrer Aussenseite bereits stark verdickt. Die Verdickungsschichten sind aber nur schwach lichtbrechend und daher wenig sichtbar. Sie haben gelbliche Farbe und zeigen feine, gegen die Aussenfläche gerichtete Poren. Die nächst äussere, sowie die chlorophyllhaltigen Zellschichten haben sich nicht wesentlich verändert. Auf noch älteren Zuständen erfolgt die Verdickung auch der Innen- und der Seitenwände in der an die Epidermis der Innenseite grenzenden Schicht; das Lumen ihrer Zellen erscheint spindelförmig; der zuerst angelegte Theil der äusseren Verdickung zeichnet sich jetzt durch stärkere Lichtbrechung aus. Die nächst äussere Zellschicht ist immer noch wenig verändert, die chlorophyllhaltigen Schichten sind hingegen tangential gedehnt und entsprechend abgeflacht worden; ihr Inhalt beginnt sich zu bräunen. — An der Samenanlage, die wir bisher unbeachtet liessen, sehen wir auf diesem Zustande die äusserste, aus grossen, nach aussen und innen vorgewölbten Zellen bestehende Schicht sich in eigenthümlicher Weise verdicken. Die Verdickung findet nämlich nur an den nach innen gekehrten Zellwänden statt und zwar in Gestalt eines regelmässig polygonalen, kleinmaschigen Netzes. — Erst in Theilfrüchten, die ihre volle Grösse erreichten, erfolgt die Verdickung der Wände in den Zellen der äusseren Epidermis. Die erzeugten Verdickungsschichten sind von Anfang an sehr quellbar und müssen die Schnitte daher von nun an in Alcohol untersucht werden. Alsbald beginnt die Bräunung der Fruchtwände. An den solchen Entwicklungszuständen entnommenen Schnitten stellen wir vor Allem die definitive Verdickung der an die innere, collabirte Epidermis grenzenden

Zellen fest. Weiter wird uns jetzt die Entwicklung der eigenthümlichen scheibenförmigen Körper klar. Sie entstehen aus der nächst äusseren farblosen Schicht, welche einen entsprechend umschriebenen Theil der Innenwände ihrer Zellen verdickt. Diese Verdickung schreitet nach aussen fort, bis dass die Aussenwandung erreicht ist. Die unverdickt gebliebenen Wandtheile werden der scheibenförmigen Verdickungsmasse angedrückt und hören schliesslich auf, sichtbar zu sein, so dass die betreffende Zellschicht nur noch durch die, in regelmässigen Abständen gelegenen, nach aussen vorspringenden Scheiben vertreten wird. Gleichzeitig stirbt der Inhalt der nach aussen folgenden chlorophyllhaltigen Zellschichten ab und färbt sich dunkelbraun, die Zellen werden gedehnt und bilden so die braune Schicht, in der die einzelnen constituirenden Elemente nur noch in Flächenansicht zu unterscheiden sind. An der inneren Grenze der gebräunten Zellen trennt sich jetzt der äussere Theil der Wandung sehr leicht von dem inneren und wir bekommen so die doppelte Fruchtwandung, wie sie uns bei Betrachtung der Schnitte aus fertigen Zuständen entgegengetreten war. Inzwischen haben sich die inneren Wände an der äusseren Zellschicht des Samens gebräunt; von der Bräunung ausgeschlossen blieben nur die schwachen Verdickungsleisten, die jetzt ein weisses Netz auf braunem Grunde bilden. Die unverdickten Aussenwände dieser Zellschicht sind aufgelöst worden, so dass sich dieselbe nur noch als einfache, wellenförmig an den Zellgrenzen nach aussen vorspringende Membran präsentirt. Inzwischen hat der heranwachsende Embryo das ganze Gewebe der Samenanlage verdrängt. Ausgeschlossen von der Verdrängung blieb nur eine an die braune Haut grenzende Zellschicht. Diese Zellschicht besteht aus polygonalen, mit körnigem Inhalt erfüllten Zellen. Sie hat nur auf der Aussenseite etwas stärker verdickte und gebräunte, sonst nur schwache und farblose Wände aufzuweisen. Mit der braunen, äusseren Membran zusammen bildet sie die Testa.

Einen eigenthümlichen Fall der Aussaat, der durch eine specifische Organisation des Samens bedingt wird, bieten verschiedene Oxalis-Arten und wollen wir denselben an der verbreiteten Oxalis stricta L. in's Auge fassen.[6]) In späteren Sommermonaten ist dieselbe mit Blüthen und allen anderen bis zur Frucht reichenden Entwicklungszuständen zu finden. Die fünffächerigen Kapselfrüchte bleiben bis zuletzt grün, doch können wir die reifen leicht an der aufrechten Stellung und der braunen Färbung der durchschimmernden Samen erkennen. Wir öffnen eins der fünf Fruchtfächer, indem wir mit der Nadel längs seiner vorspringenden Mittelrippe hinfahren. Wird aber solchermaassen der Druck der Fruchtwandung auf die Samenkörner aufgehoben, so sieht man wenigstens einzelne der letzteren mit nicht geringer Kraft aus der Frucht herausspringen. Ist die Frucht nicht ganz reif, so bleibt die Erscheinung aus, oder lässt sich erst dann beobachten, wenn wir dem Samen mit der Nadel zum Austritt aus dem Fache verhelfen. Der reife, über ein Millimeter hohe, abgeflacht ellipsoidische an seinem Micropyl-Ende zugespitzte Samen zeigt eine glatte, glänzende Oberfläche. Mit der Lupe stellt man an derselben fest, dass eine innere, braun gefärbte, quer gerippte, undurchsichtige, innere Hülle, von einer glashellen, farblosen, äusseren Hülle überzogen wird. Der Schleuder-Mechanismus beruht

nun darauf, dass der Samen, von seiner inneren braungelben Hülle umgeben, aus der farblosen Hülle abgeschossen wird, wobei durch den Ruck auch die äussere Hülle sammt Funiculus eine Strecke weit fortgeschleudert wird. Die isolirte äussere Hülle erscheint jetzt weiss, runzelig, hat die Gestalt eines cylindrischen sichelförmig gekrümmten Körpers und macht etwa den Eindruck einer kleinen Made. An der concaven Seite liegt die zunächst wenig sichtbare Oeffnung, zu der der Same hervorgepresst wurde. An der Luft liegend, trocknet die Hülle rasch aus und nimmt dem entsprechend an Grösse ab. Zugleich öffnet sie sich weit an der concaven Seite. Sie hat jetzt das Aussehen einer hohlen, mit zwei seitlichen Einschnitten versehenen Tasche. In der Tiefe des einen Einschnittes ist der Funiculus inserirt. Da er in der Richtung des schmalen Durchmessers der Tasche liegt, während er am unversehrten Samen in der Richtung des breiten Durchmessers sich befand, so folgt hieraus, dass die befreite Hülle ihre Durchmesser vertauschte. Der längste Durchmesser des madenförmigen Körpers, dessen Aussehen die entleerte Hülle zunächst annimmt, entspricht somit dem schmalen Querdurchmesser des intacten Samens. Unter dem Mikroskop zeigt sich die entleerte Hülle aus abgerundeten, ungleich grossen Zellen gebildet, die, bei äusserst reducirtem plasmatischen Zellleibe, mit farblosem Zellsafte zunächst prall angefüllt sind. Der bis zu einer Entfernung von zwei Metern abgeschossene Samen besitzt eine matte, braune Oberfläche, mit queren, etwas undulirten, zum Theil verzweigten Rippen. Das Mikropyl-Ende ist zugespitzt. Wir erhalten ohne all zu grosse Mühe Längsschnitte durch den Samen, indem wir ihn, nach der uns bereits bekannten Methode zwischen zwei flache Korkstückchen legen und das Messer flach zwischen denselben hindurchziehen. Da fällt uns zunächst, in der Längsaxe des Endosperms liegend, der Embryo auf, mit dem wellenförmigen, dem Mikropyl-Ende des Samens zugekehrten hypocotylen Gliede und den beiden, doppelt so breiten, abgeflachten, mit den flachen Seiten aneinander liegenden Cotyledonen. Die Cotyledonen erreichen nicht die Samenschale, so dass der Embryo im Endosperm eingebettet ist und nur mit dem Radicularende die Testa berührt. Die Endospermzellen sind von Klebermehl undurchsichtig. Die Testa besteht jetzt aus einer braunen Haut, die sich an zarten Stellen des Schnittes aus zwei Lagen gebildet zeigt. Zelllumina sind in dieser Haut nicht zu erkennen. Die Zellgrenzen sind wellig und entsprechen die Kämme dieser Wellen den von uns am Samen beobachteten Rippen. An Schnitten, welche sie in Flächenansicht vorführen, zeigt diese Haut in der äusseren Lage die Grenzen schmaler, in der Längsrichtung gestreckter, in der inneren Lage eben so schmaler, in der Querrichtung gestreckter Elemente. Der äusseren Schicht der braunen Haut sehen wir an Flächenschnitten die Contouren polygonaler isodiametrischer Zellen ansitzen und in der Mitte jeder dieser Zellen einen Krystall. Die Durchschnittsansichten lehren uns, dass diese polygonalen Umrisse cylindrischen Zellen angehören, die auf den vorspringenden Stellen der braunen Haut an Höhe zunehmen, während an den einspringenden Stellen ihre Höhe sinkt. Die Krystalle in diesen Zellen sind an den Durchschnitten schwer zu sehen, überhaupt der Bau dieser cylindrischen Zellen nicht leicht zu erkennen. Dieselben sind nämlich bis

zum Schwinden des Lumens mit schwach lichtbrechenden Verdickungsschichten angefüllt und nur die stärker das Licht brechenden Mittellamellen, welche die Zellen seitlich trennen, zeichnen sich deutlich. Die Wände dieser Zellen sind farblos bis auf die basale Wand, die an die braune Haut stösst. Dieser basalen, etwas concaven Wand, liegt je eine sehr flache Krystalltafel, den schliesslich restirenden Theil des ursprünglichen Zelllumens ausfüllend, an. Der Krystalltafel sitzt ein Höcker auf, der eine innerste, stärker lichtbrechende Verdickungsschicht der Zellwand repräsentirt. Die schwach lichtbrechenden Verdickungsschichten sind quellbar, treten mehr oder weniger aus den Zellen hervor, und dienen jedenfalls dazu, den abgeschossenen Samen zu fixiren.

Es ist klar, dass der Mechanismus der Samenaussaat hier darauf beruht, dass eine äussere Samenhaut elastisch auf eine innere und den Samenkörper drückt, dass sie bestrebt ist sich zusammenzuziehen und schliesslich an dem Mikropylende reissend, mit Gewalt den Samen herauswirft. Welche Theile der ursprünglichen Samenknospe aber die einzelnen Theile der Samenhaut hier liefern, können wir nur mit Hülfe der Entwicklungsgeschichte erfahren. Diese wollen wir daher auch in den wesentlichsten Zügen noch verfolgen. — Innerhalb der Blüthe finden wir einen gestreckt flaschenförmigen Fruchtknoten, der in fünf getrennte Griffel ausläuft. Querschnitte zeigen, dass dieser Fruchtknoten fünffächerig ist und zwar schliessen die fünf, die Fächer bildenden Fruchtblätter nur in der Mitte zusammen. Die Placentation ist central randständig und zwar werden die Fächer nach innen zu so eng, dass gleichzeitig nur je eine Samenknospe an der Placenta Platz findet. In der Mediane des Rückens ist die Wandung jedes Faches dünner, wodurch eine Furche entsteht, die an der reifen Frucht die Dehiscenzlinie an dem rippenförmig vorspringenden Fache bildet. Als ungewohnte Erscheinung treten uns hier Haare im Innern des Fruchtknotens entgegen. Sie sind einzellig, mit kleinen Höckern auf der Aussenseite besetzt und entspringen in den äusseren Winkeln der Fächer. — Wir befreien die Samenknospen mit Nadeln aus dem Fruchtknoten und setzen dem Beobachtungswasser eine Spur Kalilauge hinzu. Hierbei werden die Samenknospen so durchsichtig, dass wir vollen Einblick in ihr Inneres gewinnen. Der Eiapparat bleibt längere Zeit erhalten und zeigt die gewohnte Zusammensetzung aus dem Ei und den beiden, sich meist in der natürlich gegebenen Lage der Samenknospen deckenden Synergiden. Die Gegenfüsslerinnen sind klein und weniger leicht zu sehen. Die Samenknospe ist anatrop, hat ein dreischichtiges Integument, das besonders kräftig um die Mikropyle entwickelt ist. Das Gefässbündel der Raphe lässt sich fast bis an die Chalaza verfolgen. Ein vier Zelllagen starker Nucellus umgiebt den Embryosack und zwar bestehen die inneren Lagen desselben aus quergestreckten, die äusseren aus langgestreckten Zellen. — Hierauf befreien wir die Samenanlagen an einer ohne Stiel 10 *mm.* messenden Fruchtanlange. Diese Samenanlagen sind noch immer recht klein, lassen sich trotzdem nicht hinlänglich durchsichtig machen und müssen daher auf Schnitten untersucht werden. Es genügt aber, die Samenanlage zwischen den Fingern der Länge nach zu halbiren. Die äussere Zellschicht des Integuments ist flach, an ihrer Aussenseite stark verdickt; die zwei

bis drei folgenden sind höher, collenchymatisch verdickt, sie gingen, wie die Anordnung ihrer Elemente zeigt, aus der ursprünglich mittleren Zellschicht des Integuments hervor. Die innere Zellschicht des Integuments ist hingegen einschichtig geblieben und hat sich nur durch radiale Wände vermehrt. Die beiden inneren Schichten des Nucellus sind vom Embryosack verdrängt worden, so dass der restirende Theil nur noch zweischichtig ist. Die Zellen dieser beiden Schichten haben sich noch mehr, die äusseren in die Länge, die inneren in die Quere gestreckt und so kreuzen sich denn die Elemente beider Schichten in ganz auffälliger Weise. Das Integument muss bereits einen Druck auf die Nucellarschichten ausüben, denn es werden an letzteren die ersten Spuren einer queren Faltung sichtbar. Nicht selten stülpt sich auch eine halbirte Samenknospe schon derart um, dass ihre Aussenseite concav, die Innenseite convex wird. In die Embryohöhle ragt, von einem kurzen Suspensor getragen, das Embryokügelchen hinein. Ansichten der Aussenseite der Samenknospe führen besonders deutlich die collenchymatische Verdickung der mittleren Integumentzellen vor. — Eine Frucht, welche ihre definitive Grösse schon fast erreicht hat, aber noch ganz weisse Samenanlagen führt, soll weiterhin untersucht werden. In den Samenanlagen ist bereits Endosperm gebildet worden und der mediane Längsschnitt führt uns, in dieses Endosperm eingebettet, den Embryo vor, der seine volle Ausbildung annähernd erreicht hat. Wir erkennen an der Samenschale zu äusserst die flache Zellschicht wieder, dann das vorwiegend dreischichtige Gewebe, das aus der mittleren Integumentschicht hervorging, seine collenchymatische Verdickung wieder eingebüsst hat und aus abgerundeten dünnwandigen Zellen besteht, welche gruppenweise zusammengelagerte Stärkekörner führen; weiter die aus der inneren Integumentschicht hervorgegangene Zelllage, die aus radial gestreckten, wellenförmig an Grösse zu- und abnehmenden, an der Basalwand den Krystall bereits zeigenden Zellen besteht.

An den medianen Schnitten, die sich nicht umgestülpt haben, erscheint diese aus dem Integument hervorgegangene Hülle in ihrem äusseren Theile vielfach zersprengt. Die Nucellarzellen sind stark gestreckt, doch noch farblos und mit deutlichen Zellhöhlen. — Hierauf folgt der fertige Zustand, in welchem die Stärkegruppen aus den mittleren Zelllagen des Integuments schwinden, die Verdickung der innersten Integumentschicht vollzogen wird, die Nucellarzellen sich bis zum Schwinden des Lumens verdicken und bräunen. — Somit entsteht die bei der Reife elastisch wirksame Haut aus der äusseren und mittleren Integumentschicht; die braune Haut geht aus zwei äusseren Nucellarschichten hervor und trägt an ihrer Oberfläche noch eine farblose Schicht, welche der inneren Integumentschicht entstammt.

Wir wollen jetzt die Entwicklungsgeschichte einer Blüthe verfolgen und wählen die Cruciferen-Blüthe[7]) als Beispiel aus. Fast jede Crucifere wird uns den gewünschten Dienst leisten können, wir wollen uns im Folgenden an den Raps, Brassica Napus, halten. Die Betrachtung des fertigen Zustandes muss für alle Fälle der Entwicklungsgeschichte vorangehen. Der Blüthenstand des Rapses ist eine Traube, an deren Spitze

die Entwicklung lange andauert und wo die sich entfaltenden Blüthen zu einer Doldentraube (Corymbus) zusammengedrängt erscheinen. Die Blüthen sind langgestielt, ohne Deckblatt. Sie tragen vier schmale (lineale), grünliche Kelchblätter (sepala), bestehend aus zwei Blattpaaren, von denen das äussere median, das innere lateral im Verhältniss zur Abstammungsaxe inserirt ist. Das innere wird in der Knospe von dem äusseren an seinen Rändern gedeckt und ist hieran die gegenseitige Stellung beider zu erkennen (Fig. 175). Auf die vier Kelchblätter folgen vier gelbe Kronenblätter (petala), die mit den vier Kelchblättern so alterniren, als wenn letztere nur einen Wirtel bilden möchten. Die Kronenblätter sind verkehrt eiförmig, gestielt, so dass sich ein „Nagel" und eine „Platte", das heisst Stiel und Spreite an denselben unterscheiden lässt. Nach den vier diagonal orientirten Kronenblätter kommen zwei transversal gestellte, kürzere Staubblätter, auf welche vier längere paarweise gestellte median folgen. Den Schluss macht der schmale, von den Seiten her zusammengedrückte, sich allmählich in den Griffel verjüngende und mit schwach zweilappiger Narbe an seinem Scheitel endigende Stempel. Querschnitte durch den Stempel zeigen, dass derselbe zweifächerig ist, doch müssen die Schnitte durch das untere Dritttheil des Fruchtknotens geführt werden, um die Insertion einer der im Allgemeinen in Sechszahl vorhandenen Samenknospen zu treffen. Die Wandung, welche die Fruchtknotenhöhle median halbirt, ist eine falsche Scheidewand und die Placentation ist wandständig, in den Winkeln, welche diese Scheidewand mit der Aussenwandung des Fruchtknotens bildet. Der Stempel besteht somit aus zwei lateral gestellten Fruchtblättern, welche nur mit den Rändern verbunden sind, diesen Rändern gemäss wandständige Placenten tragen und einen einfächerigen Fruchtknoten bilden würden, wenn nicht die falsche Scheidewand vorhanden wäre, welche die beiden Fruchtblätter und deren zugehörige Placentenhälften von einander trennt.



Fig. 175. Diagramm der Cruciferen-Blüthe.

Um die Entwicklungsgeschichte zu gewinnen, nehmen wir den Gipfel einer jungen Traube und entfernen von derselben zunächst alle grösseren Blüthenknospen, bis auf solche, deren Höhe einen Millimeter nicht übersteigt. Unter dem Simplex fahren wir mit der Operation fort und zwar an dem trocknen Object, bis dass nur noch die innersten Blüthenanlagen übrig bleiben. Dicht unterhalb dieser durchschneiden wir quer die Inflorescenzaxe, so dass sich diese senkrecht stellen lässt. Hierauf bringen wir erst einen Tropfen Wasser auf das Präparat, bedecken mit Deckglas und entfernen unter der Luftpumpe die zwischen den Anlagen haftende Luft. Unter das Mikroskop gebracht, präsentiren sich nun die Anlagen in Scheitelansicht, oder in nur wenig geneigter Lage, doch sind sie nicht durchsichtig genug, um detaillirten Einblick in ihr Inneres zu gestatten. Wir fügen daher ein wenig Kalilauge hinzu und können nunmehr in günstigsten Fällen die wichtigsten Entwicklungsstadien auf einmal übersehen. — Die Blüthenanlage erhebt sich als kegelförmiger, nackter Höcker aus der Inflorescenzaxe, dicht unter dem Scheitel derselben. Deckblatt-

anlagen sind nicht zu sehen, wie denn die Cruciferen überhaupt durch den Mangel der Deckblätter in der Blüthenregion ausgezeichnet sind. Erst wenn die nackte Anlage eine nicht unbedeutende Höhe erreicht hat, beginnt an ihr die Bildung der beiden ersten medianen Kelchblätter, von denen das äussere ein wenig zeitiger auftritt und auch weiterhin gefördert wird; dann folgen rasch und völlig gleichzeitig die beiden lateralen Kelchblätter. Alle diese Kelchblätter werden in Gestalt breiter Wulste sichtbar, die gleich bei ihrer Entstehung so ziemlich den vierten Theil des Umfanges an der kegelförmigen Blüthenanlage in Anspruch nehmen. Der Vegetationskegel der Anlage wölbt sich nun ein wenig vor und es treten, mit den Kelchblättern alternirend, gleichzeitig die vier Kronenblätter, in Gestalt von vier Höckern auf, welche dem Vegetationskegel eine viereckige Gestalt verleihen. Die Kelchblätter schliessen hierauf bald mit ihren Spitzen über der Anlage zusammen, wobei das median äussere Deckblatt über den Scheitel des median inneren greift. Während dem zeigen sich die zwei Höcker für das laterale äussere Staubblattpaar, worauf unmittelbar in medianer Lage je zwei Staubblattanlagen jederseits folgen. Ob diese als vier isolirte Höcker in die Erscheinung treten, oder ob sie jederseits einem gemeinsamen, später sich erst in zwei Anlagen differenzirendem Höcker angehören, ist nicht ohne weiteres zu entscheiden. Dieser Punkt hat zahlreiche Untersuchungen veranlasst, da mit Hilfe derselben entschieden werden sollte, ob hier von Anfang an die Staubblätter isolirt angelegt werden, oder eine Spaltung, eine sogenanntes Dedoublement zweier Staubblätter in vier vorliegt. Letzteres schien aus theoretischen Gründen wahrscheinlicher zu sein. Dann würde nämlich der mit dem äusseren Staubfadenkreis begonnene zweigliedrige Wirtel in gleichmässiger Alternation sich bis in den zweiblättrigen, lateral orientirten Fruchtknoten fortsetzen und auch die Uebereinstimmung mit den nahe verwandten Fumariaceen hergestellt sein. Die paarige Annäherung der grösseren Staubgefässe in der Mediane wurde ebenfalls als Stütze des Dedoublements angeführt. Thatsächlich dürfen wir aber aus allen diesen Erscheinungen nur mit Wahrscheinlichkeit schliessen, dass die Blüthen der Cruciferen aus solchen hervorgegangen sind, die nur zwei mediane Staubgefässe führten. Die Annahme eines Dedoublements dieser beiden Staubgefässe ist aber nicht nothwendig, vielmehr genügt die Annahme, dass während der historischen (phylogenetischen) Entwicklung der Familie Platz für zwei Staubblätter sich allmählich ausbildete, wo ursprünglich nur eines entstehen konnte. Auch jetzt, in der individuellen (ontogenetischen) Entwicklung der einzelnen Blüthe, sieht man die Blüthenanlage sich vor Bildung der medianen Staubblätter erweitern und so den nöthigen Raum für die beiden Paare schaffen. Fehlt gelegentlich der nöthige Raum, so werden auch wohl einzelne Staubgefässe an Stelle der Staubgefäss-Paare angelegt. Solche, ja noch weiter gehende Reductionen, sind besonders in der Gattung Lepidium beobachtet worden.[*]) — Während die Kronenblätter an unserem Object eine sehr langsame Entwicklung zeigen, wachsen die Anlagen der Staubblätter rasch. Sie treten daher auch leicht in die Erscheinung, während die Kronenblätter nur schwer zu erblicken sind. Die Kenntniss der Stellungsverhältnisse an der fertigen Blüthe schützt uns vor Verwechslungen und erleichtert wesentlich die

Orientirung. Nach Anlage der inneren Staubgefässe fängt der Scheitel der Blüthenknospe an, sich in Gestalt eines zweilippigen, von den Seiten her etwas zusammengedrückten Kraters, in dessen Grunde somit der Vegetationspunkt nunmehr zu suchen ist, hervorzuwölben. Dieser Krater nimmt nur langsam an Höhe zu, während die Staubblätter sich sehr rasch entwickeln und alsbald die grössten Gebilde innerhalb der von den Kelchblättern umschlossenen Knospe repräsentiren. Die Kronenblätter hingegen bleiben immer noch sehr klein und sind auch innerhalb der durchsichtig gemachten Knospen nicht sofort zu entdecken. Sie treten deutlicher und zwar als kleine, zungenförmige Lappen in Blüthen hervor, die man vorsichtig unter dem Deckglas zerdrückt hat. Erst in Blüthenknospen die ohne Stiel über ein Millimeter Höhe erreicht haben und in welchen die Staubgefässe in allen Theilen angelegt sind, beginnen die Kronenblätter und zwar dann ziemlich rasch, zu wachsen. Diese Verhältnisse, sowie das Schicksal der Fruchtknotenanlage lassen sich aber nicht mehr an ganzen Blüthenknospen, sondern nur auf Schnitten oder an freigelegten Knospentheilen verfolgen. Längsschnitte stellen wir zwischen den Fingern durch den Scheitel der ganzen Inflorescenz her; um die Theile zu isoliren, zerlegen wir die Blüthenknospen mit Nadeln unter dem Simplex. Die Schnitte, wie die freigelegten Theile, lassen sich vortheilhaft mit Kalilauge behandeln. So stellt man fest, dass die tief zweilippige Anlage des Fruchtknotens, nachdem sie eine bestimmte Höhe erreicht hat, oben zusammenzuschliessen beginnt; dass zugleich mit den unteren Theilen des Fruchtknotens aus dem Vegetationskegel eine Scheidewand hervortritt und so die Fruchtknotenhöhle halbirt; dass endlich aus den Winkeln zu beiden Seiten dieser Scheidewand je drei Anlagen der Samenknospen hervorsprossen. In den Winkeln an der Scheidewand liegen somit die Placenten. Die Anlagen der Samenknospen sind zunächst kegelförmig und gerade, sie legen unterhalb ihres Scheitels, als einen ringförmigen Wulst, das innere Integument an; hierauf beginnen sie sich zu krümmen, während zugleich an ihrer Rückenfläche, dicht unterhalb des ersteren, ein zweiter Wulst sich erhebt. Während dieser an Mächtigkeit zunimmt, krümmt sich die Samenknospe immer mehr. Die an ihrem oberen Rande wachsenden Integumente erreichen den Scheitel des schmalen Nucellus und schliessen über demselben bis auf einen engen Spalt, die Mikropyle, zusammen. Zuerst ist der Verschluss durch das innere, dann durch das äussere Integument erreicht. Das innere Integument ist gleichmässig um den ganzen Nucellus, das äussere nur an dessen freier Aussenfläche entwickelt. Der Nucellus selbst zeigt sich in demselben Sinne wie die ganze Samenknospe gekrümmt. Die Samenknospe ist campylotrop. In über ein Millimeter hohen Blüthenknospen haben die Samenknospen ihre Entwicklung annähernd vollendet; an der Spitze des Griffels hat bereits die Ausbildung der Narbenpapillen begonnen. Diese Narben stehen commissural, d. h. sie entsprechen in ihrer Stellung der Scheidewand.

Als ein geeignetes Object für Blüthenentwicklung lässt sich auch der Blüthenstand der Asperifolien empfehlen, doch dürfen nur schwach behaarte Arten für die Untersuchung gewählt werden. Als an eine solche, wenden wir uns an Myosotis palustris.[9]) Der Blüthenstand ist hier eine dorsiventral entwickelte einseitige Traube. Die Inflorescenzaxe trägt die Blüthen

rechts und links auf ihrer Rückenfläche in zwei alternirenden Reihen und ist, wie auch sonst dorsiventrale Blüthenstände an ihrem fortwachsenden Scheitel und zwar nach der Bauchseite zu schneckenförmig eingerollt. Von Bracteen ist keine Spur vorhanden. Die Blüthen sind gestielt, haben einen fünfblättrigen Kelch, dessen Glieder bis in halber Höhe mit einander vereinigt und nur in ihrer oberen Hälfte frei sind. Die Blumenkrone ist ebenfalls fünfblättrig und alternirt mit dem Kelch. Die fünf Kronenblätter sind in ihrer unteren Hälfte zu einer nach oben sich langsam erweiternden Röhre vereinigt, in der obern Hälfte frei und dort zu dem blauen Limbus ausgebreitet. Am Schlunde der Blumenkronröhre befinden sich die gelben, herzförmigen Schlundschüppchen, welche Ausstülpungen der Kronenblätter sind. Mit den Kronenblättern und Schlundschüppchen alternirend, sehen wir im Innern der Kronenröhre und zwar in ihrem obersten Theile, fünf Staubgefässe inserirt. Den Grund der Kronenröhre nimmt der von zwei median gestielten Fruchtblättern gebildete, vierhöckerige Fruchtknoten ein, und aus der mittleren Vertiefung zwischen den vier Höckern entspringt der walzenförmige, mit kleiner, schwach zweitheiliger Narbe abschliessende Griffel. Ein Längsschnitt, der richtig einen Fruchtknotenhöcker getroffen hat, zeigt in demselben eine einzige campylotrope, mit einem Integument versehene Samenknospe, die im Grund des Faches inserirt, ihre Raphe vom Griffel hinweg kehrt und mit stark vorgezogenem Integumentrand bis unter die Mündung des den Griffel durchsetzenden Staubwegs reicht, so den herantretenden Pollenschläuchen ihre Mikropyle direct entgegenhaltend. Die Insertion des grundständigen Griffels reicht aber tief, bis an die Basis der vier Fächer hinab. Im Umkreis ist der Fruchtknoten von einem nur schwach vorspringenden, als Nectarium fungirenden Wall umgeben. Gute Querschnitte durch den Fruchtknoten erhält man am besten, indem man, die Blüthe an den Blumenblättern festhaltend, vom Blüthenstiel aus schneidet. Die vier Fächer sind von einander getrennt und nur durch das Mittelstück verbunden, das der Griffel trägt. — Um die Entwicklungsgeschichte der Blüthen zu gewinnen, nehmen wir das äusserste, eingerollte Ende der fortdauernd wachsenden Inflorescenz und entfernen unter dem Simplex von demselben alle älteren Blüthenknospen. Die restirenden zeigen dann nach Beseitigung der Luft und Zusatz von ein wenig Kalilauge, sehr leicht die gewünschten Entwicklungsstadien. Nah dem Vegetationspunkte der Inflorescenz, aus der abgeflachten Rückenfläche des eingekrümmten Vegetationskegels, wölben sich die Blüthenanlagen als flache Höcker vor. An diesen Höckern zeigen sich zunächst, fast gleichzeitig, die fünf Kelchblattanlagen, von denen eine sich stets median der Axe zuwendet. Auf diese folgen, mit ihnen alternirend, fünf viel kleinere Kronenblattanlagen, dem flachen Scheitel der Blüthenanlage einen fünfeckigen Umriss verleihend. Mit den Kronenblattanlagen wiederum alterniren, weiter nach innen gerückt, die fünf, den Kelchblättern somit superponirten Staubblattanlagen, die rasch an Grösse zunehmen und alsbald die Kronenblätter an Grösse übertreffen. Da die Kelchblätter auf diesem Stadium noch geringe Höhe besitzen, so liegt die ganze Blüthenanlage offen da, mit einem Blick zu überschauen. Von der Rückenfläche der Kelchblätter wachsen einzelne Zellen papillenartig aus. Hierauf beginnt

der Scheitel des Vegetationskegels sich zweilippig hervorzuwölben. Die beiden Lippen entsprechen den Rückenflächen der median orientirten Fruchtblätter. Jedes Fruchtblatt erscheint alsbald für sich tutenförmig zusammengeschlossen und beide Fruchtblätter mit einander verbunden. So treten sie gewissermaassen aus dem Vegetationskegel heraus. Zugleich nehmen die Anlagen der Kronenblätter an Höhe zu, doch nicht mehr als isolirte Höcker, sondern als zusammenhängende Röhre, die aus der Blüthenanlage hervorwächst, die ursprünglich freien Anlagen als Zähne an ihrem Rande tragend. An dieser Blumenkronenröhre werden alsbald auch die Insertionsstellen der Staubblätter emporgehoben. Die Fruchtknotenanlage bleibt zunächst sehr flach und die beiden vorspringenden Lippen derselben neigen zusammen, um alsbald zusammenzuschliessen. Wird eine solche Blüthenknospe jetzt von oben betrachtet, nachdem man mit den Nadeln die äusseren Blüthentheile etwas ausgebreitet, so lässt sich in der gebildeten Fruchtknotenhöhle bereits die Anlage von vier Samenknospen erkennen, welche divergirend dem unteren Rande der vier, den beiden Fruchtblättern entsprechenden Placenten entspringen. Zwischen je zwei Samenknospen eines Fruchtblattes ragt die Rückenfläche des letzteren keilförmig vor, den Grund zu einer falschen Scheidewand legend, welche das Fach halbiren, in je zwei „Klausen" theilen soll. Auf diesem Entwicklungsstadium zeigen sich auch die Kelchblätter an ihrer Basis bereits verbunden, indem auch letztere als geschlossene Röhre sich aus der Blüthenaxe erhebt. Mit der Höhenzunahme der Blumenkrone schreitet die Differenzirung der Staubblätter rasch vor und während die geschilderten Vorgänge sich im Entwicklungsstadium abspielen, sind die Antheren bereits differenzirt worden und erscheinen sitzend auf der Kronenröhre. — Für die weiteren Stadien halten wir uns an Längsschnitte, die wir zwischen den Fingern, durch die Spitze der ganzen Inflorescenz ausführen. Wir können dann Schritt für Schritt verfolgen, wie aus den verwachsenen Scheiteln der beiden Fruchtblätter der Griffel sich erhebt, wie die an Grösse zunehmenden Samenknospen eine Hervorwölbung der sie bergenden Klausen veranlassen und wie hierdurch der ursprünglich scheitelständige Griffel in die so entstehende Vertiefung, zwischen den vier Klausen zu stehen kommt. Während dem schliessen die Kronenblätter über dem Scheitel der Knospe zusammen. Die Kelchblattspitzen erreichen denselben hingegen nicht. Sie zeigen sich jetzt an der Aussenseite mit zahlreichen, einzelligen, zugespitzten, feinhöckerigen Haaren besetzt. Etwa ein Millimeter hohe Blüthenknospen (ohne Stiel gemessen) die wir mit den Nadeln ausbreiten, zeigen uns, dass die freien Lappen an der Kronenröhre bedeutend zugenommen und durch Mangel an Chlorophyll und lufthaltigem Gewebe sich von der Kronenröhre auszeichnen. An der Grenze zwischen den freien Lappen und der Röhre, der Mediane jedes Lappens entsprechend, beginnt jetzt aber die Hervorwölbung, welche zur Bildung der Schlundschuppe führt. In Blüthenknospen, die ohne Stiel zwei Millimeter messen, ist die Bildung der Schlundschuppen vollendet. Zugleich beginnen an der Innenfläche der Blumenkronlappen die Zellen papillenartig auszuwachsen, ihr Zellsaft sich blau zu färben. Auch die Zellen an der Oberfläche der Schlundschuppen wachsen papillenartig aus, die gelbe Farbe

der Schlundschuppen rührt von ziemlich grossen, ellipsoidischen, gelb gefärbten Chromatophoren her. — Aus den vier Kammern des Fruchtknotens gehen hier, ähnlich wie bei den Labiaten, vier Theilfrüchte (Mericarpien) hervor, die den Bau von Nüsschen haben.

Anmerkungen zum XXXIII. Pensum.

[1]) Vergl. auch Poulsen: Botaniska Notiser utg. of Nordstedt 1877, p. 97, dort die ältere Literatur.

[2]) E. Strasburger, Jen. Zeitschr. f. Naturw., Bd. XII. 1878. p. 652.

[3]) Literatur zum Bau der Fruchtschale und zum Mechanismus des Aufspringens derselben: Kraus, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. V. p. 121; Steinbrink, über die anat. Urs. d. Aufspr. d. Früchte, Diss. Bonn, 1873; Hildebrand, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IX. p. 248; Steinbrink, Bot. Ztg. 1878, Sp. 561, Berichte d. deut. bot. Gesell. Bd. I. p. 270 u. 339; Zimmermann, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII. p. 562.

[4]) Vergl. hierzu auch Russow, Vergl. Unters. d. Leitbündel-Krypt. p. 35, Anm.

[5]) Hofmeister, Ber. d. sächs. Gesell. d. Wiss. 20. Febr. 1858 und Pflanzenzellen p. 205; Naegeli, Stzber. d. bair. Gesell. d. Wiss. 9. Juli 1864, p. 116; Strasburger, Zellhäute, p. 72.

[6]) Vergl. hierzu Hildebrand, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. IX. p. 236; Zimmermann, Ebendas. Bd. XII. p. 574.

[7]) Vergl. Eichler, Blüthendiagramme, Bd. II. p. 200, dort die übrige, reichhaltige Literatur.

[8]) Eichler, Flora 1865, p. 505.

[9]) Payer, Organ. comp. de la fleur, p. 546 und Taf. 112; Eichler, Blüthendiagramme, Bd. I. p. 196; Goebel in Arbeiten des bot. Inst. in Würzburg, Bd. II. p. 409.

XXXIV. Pensum.

Das beste und sicherste Object, an dem sich leicht die Kern- und Zelltheilung direct verfolgen lassen, sind die uns schon bekannten Haare von Tradescantia virginica oder von einer andern nahe verwandten Art. Wir müssen diese Haare aber auf Entwicklungsstadien beobachten, in welchen sie noch nicht ausgewachsen sind und in lebhafter Zellvermehrung sich befinden. Zu diesem Zwecke nehmen wir Blüthenknospen in Untersuchung, die ohne Stiel zwischen 5 und 6 *mm.* Höhe messen. Wir öffnen diese Blüthen und reissen zunächst mit einer feinen Pincette die Antheren von den Filamenten ab. Hierauf führen wir mit dem Skalpell einen Schnitt quer unterhalb der Insertion des Fruchtknotens und der Filamente und heben diesen ganzen Theil aus der Blüthenknospe heraus. Wir legen ihn in einen Tropfen dreiprocentiger Zuckerlösung und präpariren nunmehr mit den Nadeln unter dem Simplex die Filamente an ihrer Basis ab. Der Fruchtknoten sammt Theilen des Blüthenbodens werden aus dem Präparat entfernt. Wir können das Präparat direct auf dem Objectträger beobachten, es bleibt unter Deckglas längere Zeit am Leben und lässt so die Anwendung selbst der stärksten Objective zu. Oder wir stellen das Präparat auf einem Deckglase her, das wir dann nunmehr über eine feuchte Kammer legen. So gelingt es, die Haare einen halben Tag und darüber im entwicklungsfähigen Zustande zu erhalten, freilich werden die tiefer in dem suspendirten Tropfen befindlichen Haare stärkeren Vergrösserungen unzugänglich. Es muss überhaupt darauf geachtet werden, dass der suspendirte Tropfen flach ausgebreitet sei.

Der ruhende Zellkern erscheint fein punktirt (Fig. 176, *1* die untere Zelle), betrachtet man ihn aber bei starker Vergrösserung, respective auch in Zellen die unter dem Einflusse der umgebenden Flüssigkeit etwas gelitten haben, so sieht man, dass es sich nicht um isolirte, vielmehr um dicht aneinander gereihte kleine Körnchen handelt, welche zu feinen, hin und her gewundenen Fäden verbunden sind; der ganze Kern repräsentirt so ein, von einer zarten Wandung umschlossenes Netz- oder Gerüstwerk. Zwischen den Fadenwindungen sind mehrere, verschieden grosse Kernkörperchen

zu unterscheiden. Der Kern ist von ein wenig Protoplasma umgeben, das durch Plasmastränge mit dem Wandplasma zusammenhängt. Dieses Plasma enthält ausser den kaum unterscheidbaren Mikrosomen grosse, stärker das Licht brechende Körner, welche Leucoplasten sind. Der zur Theilung sich anschickende Kern nimmt an Grösse zu und aus seinem feinfadigen Gerüstwerk bildet sich allmählich ein grobkörniger Faden aus. Hierauf beginnt der Kern sich in die Länge zu strecken und die Windungen seines Fadens ordnen sich in schräger Richtung annähernd parallel zu einander an (Fig. 176, *2*). Zugleich beginnt sich das Zellplasma an den beiden Kernpolen zu sammeln.. Man kann leicht alle die geschilderten Veränderungen an einer und derselben Zelle beobachten, doch nehmen dieselben relativ lange Zeit in Anspruch. Hierauf werden die Körner in dem Faden undeutlich, derselbe nimmt allmählich ein homogenes Aussehen an und lagert seine Windungen in bestimmter, nicht in allen Phasen sicher zu verfolgender Weise um. An im Absterben begriffenen Zellen werden die Kernfiguren für kurze Zeit deutlicher. So können wir aus den verschiedenen Beobachtungen schliessen, dass die zunächst schräg laufenden Windungen sich in der Aequatorialebene des Kerns einfalten und zugleich parallel zur Längsaxe des Kerns stellen. Dann segmentirt sich der Kernfaden an den Umbiegungsstellen sowohl an den Polen als im Aequator und so besteht dann die Kernfigur aus einzelnen Fadenstücken, welche im Aequator hakenförmig umgekrümmt sich zeigen. — Das Studium fixirter und tingirter Präparate und zwar anderer, für letztere Behandlung besser geeigneter Objecte, die wir noch kennen lernen sollen, hat ergeben, dass auf dem letzt gebildeten Stadium eine Längsspaltung der Segmente erfolgt und dass die Längshälften jedes Segments sich auf verschiedene Seiten des Kerns vertheilen. Erst wenn diese Trennung und Umlagerung der Tochtersegmente vollzogen ist, werden die Bilder im lebenden Zustande wieder deutlich. Wir sehen die Tochtersegmente als gerade, annähernd gleich lange, in zwei Bündel gesonderte, mit ihren Enden im Aequator auf einander stossende Fadenstücke (*3*). Sind die Tochtersegmente besonders lang, so krümmen sie sich an ihrem polaren Ende hakenförmig um. Die Tochtersegmente sind gleich zahlreich in den beiden gegenüber stehenden Bündeln. Seit dem Zustande, in welchem wir die grobkörnigen, schräg orientirten Fäden sahen (*2*), mag über eine Stunde verflossen sein. Die Segmente erscheinen fast homogen, doch kann man bei starker Vergrösserung schwache Einschnürung an ihrer Oberfläche erkennen, welche einen Aufbau aus aufeinander folgenden, scheibenförmigen Stücken verrathen. Bei beschränkterer Zeit wählen wir zur anhaltenden Beobachtung erst den letzt geschilderten Zustand. Hier haben wir die Trennung der beiden Kernhälften in den nächsten Minuten zu erwarten und verläuft dieselbe dann so rasch, dass sie direct gesehen werden kann. Die beiden Kernhälften weichen in der Längsrichtung aus einander (*4*). Fünf Minuten später sind die

38*

beiden Kernhälften um einen merklichen Abstand von einander entfernt (*5*). Nicht immer trennen sich alle Tochtersegmente gleichzeitig von einander, manche bleiben zurück und eilen erst den andern nach. Zugleich sieht man die Tochtersegmente sich während ihres Auseinanderwanderns an den Polen umbiegen, ihrer ganzen Ausdehnung nach etwas kürzer und entsprechend dicker werden (*5*). Zwischen den beiden Kernhälften verbleibt eine glas-

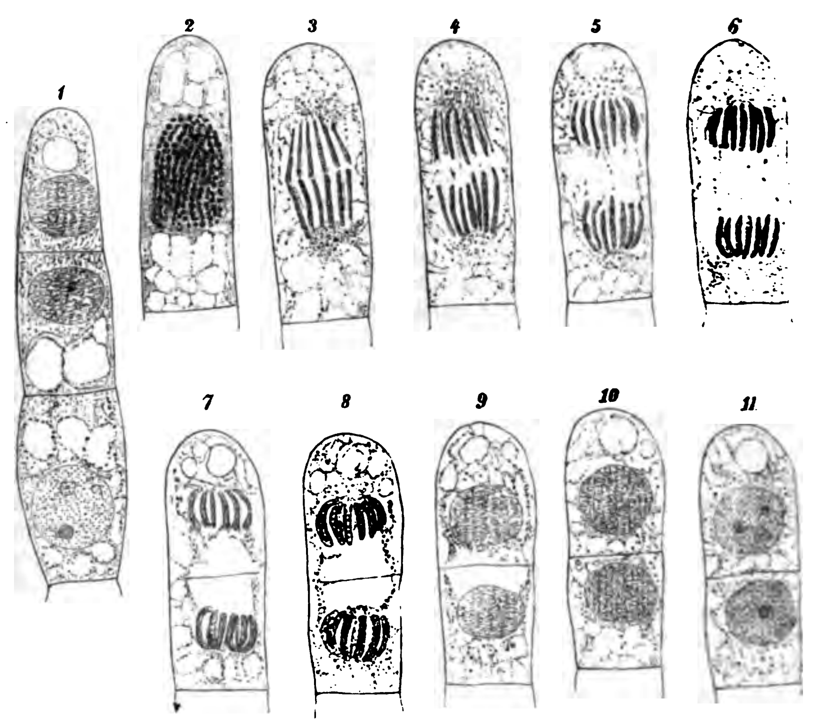


Fig. 176. Tradescantia virginica. Theilungsvorgänge in den Zellen der Staubfädenhaare. Fig. *1* mit einem ruhenden Kern in der unteren Zelle und einer eben getheilten oberen Zelle. Fig. *2* mit einem die grobkörnig schräge Streifung zeigenden Zellkerne. Fig. *3—11* aufeinander folgende Theilungsstadien in derselben Zelle verfolgt. *3* um 10 Uhr 10 Min.; *4* 10 U. 20 M.; *5* 10 U. 25 M.; *6* 10 U. 30 M.; 7 10 U. 35 M.; *8* 10 U. 40 M.; *9* 10 U. 50 M.; *10* 11 U. 10 M.; *11* 11 U. 30 M. Vergr. 540.

helle Substanz, die durch Einwandern der an den Polen zuvor angesammelten Plasmamasse alsbald vermehrt wird (*5* und *6*). In dieser glashellen, centralen Masse ist eine feinere Structur nicht zu bemerken, doch werden wir später sehen, dass diese Masse thatsächlich in Fäden differenzirt ist. Sie nimmt allmählich tonnenförmige Gestalt an. Es mögen 25 bis 30 Minuten seit dem Beginn des Auseinanderweichens verflossen sein und wir sehen in der äquatorialen Ebene der centralen Masse schwarze, an einander

gereihte Punkte auftreten. Im nächsten Augenblick verschmelzen diese Punkte mit einander und wir bemerken an ihrer Stelle eine scharf gezeichnete dunkle Linie, die junge Scheidewand. Dieselbe ist somit aus den kleinen Körnchen hervorgegangen. Diese sind Mikrosomen und bilden das, was wir als Zellplatte bezeichnen. Es wird somit zunächst in gleicher Entfernung von den beiden Kernhälften in der mittleren protoplasmatischen, glashellen Substanz eine Zellplatte erzeugt und aus dieser geht die junge Scheidewand hervor. Ist der centrale, tonnenförmige Plasmakörper so weit gewesen, dass er den ganzen Querschnitt der Zelle ausfüllte, so sieht man auch die entstehende Scheidewand sofort allseitig an die Mutterzellwand ansetzen. Erfüllte der plasmatische Körper hingegen nicht den ganzen Querschnitt, so lag er doch in allen Fällen einer Seite der Mutterzellwand an und wir sehen ihn nun, nachdem die junge Scheidewand an dieser Seite gebildet wurde, sich innerhalb der Zelle bewegen, um allmählich nach allen Richtungen hin mit der Scheidewand in Berührung zu kommen und die noch fehlenden Theile an den Rändern der Querwand zu ergänzen. Der centrale Körper zieht sich somit ein wenig von der schon vorhandenen Scheidewand zurück und ergänzt durch Vermittlung hinzugebildeter Zellplattenabschnitte die fehlenden Theile an derselben (*7—9*). Während dieser Vorgänge sehen wir die Tochtersegmente sich auch an ihrem äquatorialen Ende nach dem Kerninnern zu umbiegen (*7*, *8*). Die Enden der Tochtersegmente kommen auf diese Weise schliesslich in gegenseitige Berührung und verschmelzen. So ist wieder nur ein einziger, einen Knäuel bildender Kernfaden vorhanden. Dann fängt der Kernfaden in den Tochterkern-Anlagen wieder an feinkörnig auszusehen und man bemerkt bei starker Vergrösserung, dass er sich in einen dünnen, zickzackförmig hin und her gebogenen Faden zu verwandeln beginnt (Fig. *9* u. *1* in der obern Zelle). Die Windungen dieses Fadens werden länger, erzeugen immer zahlreichere Schleifen, diese anastomosiren schliesslich mit einander und so bildet sich allmählich (*10* und *11*) der Zustand aus, der den Anfang unserer Betrachtungen ausmachte. Gleichzeitig nehmen die beiden Tochterkerne an Grösse zu und es liegt die Annahme nahe, dass sie sich auf Kosten des umgebenden Cytoplasma ernähren. Dabei nähern sie sich langsam der neu gebildeten Scheidewand. Anderthalb Stunden etwa nach Beginn des Auseinanderweichens ist die Bildung der Tochterkerne vollendet und es werden auch Kernkörperchen in denselben sichtbar (*11*). — Die Behandlung mit Reagentien giebt in den Haaren von Tradescantia im Allgemeinen wenig zufriedenstellende Resultate. Am besten fixirt 1 % Essigsäure, so dass wir, um zugleich Tinction zu veranlassen, das Essigsäure-Methylgrün anwenden. Hierbei stellen wir leicht fest, dass die zwischen den beiden Kernhälften liegende, im frischen Zustande glashell erscheinende Plasmamasse, in der die Scheidewand gebildet wird, aus Fäden besteht, welche die beiden Tochter-

kernanlagen verbinden und zusammen einen tonnenförmigen Körper bilden. Diese Fäden bezeichnen wir als Verbindungsfäden, die innersten verlaufen gerade, die andern beschreiben um so stärkere Bögen, je mehr sie sich dem Rande des Complexes nähern. Die Körnchen, welche die Zellplatte bilden, sind, falls der entsprechende Zustand fixirt wurde, jetzt auch sehr deutlich und erscheinen bei starker Vergrösserung als äquatoriale Anschwellungen der einzelnen Verbindungsfäden.

Um Theilungszustände der Zellkerne und Zellen rasch im fixirten Zustande zu sehen, nehmen wir die Pollenmutterzellen der Monocotyledonen in Untersuchung. Besonders zu empfehlen sind viele Liliaceen: wie Fritillaria, Lilium, Alstroemeria, die besonders grosse Pollenmutterzellen und Zellkerne besitzen. Die genannten Gattungen stehen in ihrem Verhalten einander so nahe, dass sie sich gegenseitig vertreten können. Wenn wir daher unsere Schilderung auf Fritillaria persica basiren, so bemerken wir ausdrücklich, dass Lilium- und Alstroemeria-Arten dieselbe ersetzen können. Von grösstem Vortheil ist es hier jedenfalls, Pflanzen zu wählen, die zahlreiche, nach einander zur Reife gelangende Blüthen in ihren Blüthenständen vereinigen. Welche Knospen die erwünschten Entwicklungszustände der Pollenmutterzellen bergen, muss durch Probiren herausgefunden werden. Wir öffnen eine sehr junge Blüthenknospe, nehmen aus derselben mit der Pincette eine Anthere heraus, bringen letztere in einen Tropfen Essigsäure-Methylgrün, legen ein Deckglas auf und drücken mit einem flachen Gegenstande auf dasselbe, bis dass die Antherenfächer platzen und ihren Inhalt entleeren. Der entleerte Inhalt wird sofort durch die Essigsäure fixirt und durch das Methylgrün tingirt, und wir können alsbald sehen, ob wir ruhende Zellkerne oder Theilungszustände vor uns haben. Sind die Pollenmutterzellen bereits in die vier Tochterzellen getheilt oder gar die jungen Pollenkörner schon von einander getrennt, so müssen wir zu jüngeren Blüthenknospen greifen. Ob wir es aber mit jungen Pollenkörnern, oder mit Pollenmutterzellen zu thun haben, das können wir an der dicken, farblosen Hülle der Letzteren leicht erkennen. Wir gehen auf immer jüngere Blüthenknospen so lange zurück, bis dass wir in den Zellkernen der noch dünnwandigen, und noch zusammenhängenden Mutterzellen einen feinfädigen Knäuel und ein flaches, der Kernwandung anliegendes Kernkörperchen sehen. Der Fadenknäuel contrahirt sich auf diesem Entwicklungszustande unter dem Einfluss der Reagentien, tritt von der ungefärbt bleibenden Kernwandung zurück (Fig. 177, *a*) und man kann feststellen, dass diese Kernwandung eine Hautschicht des umgebenden Zellplasma (Cytoplasma) ist. Das Kernkörperchen bezeichnen wir hier als Nebenkernkörperchen (Paranucleolus) weil es eine peripherische Lage einnimmt und auch sonst sich etwas verschieden vom gewöhnlichen Nucleolus verhält. Dieser Paranucleolus ist für den Kern aller Pollen- und Sporen-Mutterzellen charakteristisch. Der eben

beobachtete Knäuelzustand hat sich aus demjenigen des ruhenden Zellkerns, den wir in noch jüngeren Blüthenknospen finden würden und der, so wie wir es für ruhende Zellkerne gewohnt sind, ein feines Gerüstwerk und einige Nucleolen zeigt, entwickelt. — Haben wir mit dem Fadenknäuel und Paranucleolus das vorbereitende Studium der Kerntheilung, eine Prophase der Theilung erreicht, so gehen wir nunmehr zu älteren Blüthen- stufenweise über. Zum Fixiren benutzen wir immer wieder dasselbe Essigsäure-Methylgrün, oder auch Ameisensäure-Methylgrün, oder auch Essigsäure- oder Ameisensäure-Gentianaviolett, oder endlich auch Pikrin-Nigrosin. Alle diese Mittel fixiren unmittelbar und haben bestimmte Vorzüge, so dass man sie mit Vortheil alle durchprobiren kann. Die mit Gentianaviolett sowie die mit Pikrin-Nigrosin tingirten, lassen eine Aufbewahrung des Präparats in Glycerin, ohne Entfärbung zu. — Als nachfolgender, charakteristischer Zustand tritt uns derjenige (Fig. 177, *b*) entgegen, wo wir in der vergrösserten Kernhöhle, an der Kernwandung, Segmente des Kernfadens, etwa 12 an der Zahl, liegen sehen. Diese Fadenstücke erscheinen ziemlich gleichmässig an der Kernwandung vertheilt. Sie sind bei Methylgrün-Behandlung ausschliesslich tingirt, während die Kernhöhle farblos erscheint. Letztere führt, falls wir einen relativ jungen Zustand getroffen haben, nur homogenen Kernsaft; liegt ein älteres Stadium vor, so ist die Kernhöhle bereits von einer geringen oder grösseren Anzahl feiner Cytoplasmafäden durchsetzt. Der Paranucleolus ist schwach gefärbt und hängt irgendwo der Kernwandung oder einem Segmente an. Diese Segmente sind aus dem Kernfaden hervorgegangen, den wir zuvor den Knäuel bilden sahen. Der Faden hat sich bedeutend verkürzt, zugleich verdickt und ist schliesslich in die genannten Segmente zerfallen. Diese haben sich dann noch weiter verkürzt und zugleich bandartig abgeflacht. Im günstigsten Falle werden wir feststellen können, dass sich jedes dieser Segmente der Länge nach gespalten hat (Fig. 177 *b*) und dass seine Längshälften, die Tochtersegmente, sich theilweise trennten, **Y** förmige oder **X** förmige Figuren bildend. — Der nächstfolgende charakteristische Zustand führt uns die „Kernspindel“ (Fig. 177, *c*) vor. Dieselbe zeigt äquatorial gelagerte, stark tingirte Segmente, welche die „Kernplatte“ bilden und feine, nicht tingirte „Spindelfasern“, die nach den beiden Polen der Kernspindel convergiren. Diesen Spindelfasern liegen die Kernplattensegmente an. Die Kernplattensegmente haben die Gestalt eines liegenden **Y** und richten ihre beiden Schenkel, den Spindelfasern folgend, nach den Polen. Vom Pol aus gesehen präsentirt sich die Kernplatte wie in Fig. 177, *d*. Die Zahl der regelmässig in der Kernplatte vertheilten Segmente ist bei dieser Pflanze zumeist 12. — Die Kernplattensegmente entsprechen den zuvor von uns betrachteten längsgespaltenen, der Kernwandung anliegenden Segmentpaaren. Die Kernwandung ist aufgelöst worden, das umgebende Cytoplasma ist in die Kernhöhle gedrungen und ein Theil

desselben hat die Spindelfasern erzeugt. Diesen Spindelfasern folgend ordneten sich die Tochtersegmentpaare zur Kernplatte an.

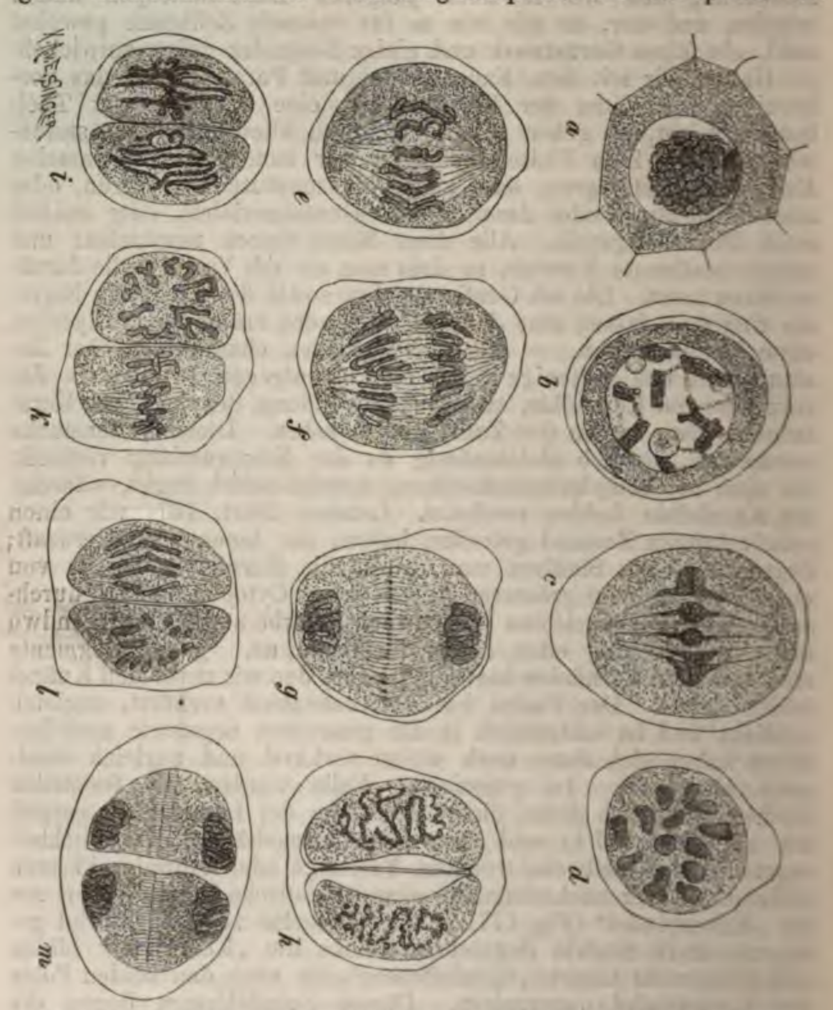


Fig. 177. Fritillaria persica. Theilung der Pollenmutterzellen. *a* Knäuelstadium; *b* die Segmente in Längstheilung begriffen; *c* die Kernspindel im Profil; *d* vom Pol aus gesehen; *e* Theilung der Kernplatte; *f* Auseinanderweichen der Tochtersegmente; *g* Bildung der Tochterknäuel und der Zellplatte; *h* Verlauf des Kernfadens in den Tochterkernen; *i* longitudinale Streckung und Schleifenbildung; *k* Kernspindel, rechts im Profil, links vom Pol aus gesehen; *l* Trennung der Tochtersegmente, rechts im Profil, links vom Pol aus gesehen; *m* Enkelknäuel, Bildung der Zellplatten. Vergr. 800.

Jedes Segment der Kernplatte ist somit ein Tochtersegmentpaar, der Fuss des Y wird von den beiden aneinanderliegenden, unter dem

Einflusse der Reagentien meist verschmelzenden, die Schenkel von den getrennten Theilen der Tochtersegmenten gebildet. — Hiermit sind die vorbereitenden Phasen der Kerntheilung, die Prophasen, vollendet. — Jetzt beginnen die Phasen der Trennung und Umordnung der Tochtersegmente, die Metaphasen der Theilung. Bei diesem Vorgang trennen sich die beiden Schwestersegmente jedes Paares von einander und führen gleichzeitig polwärts eine Drehung aus, so dass sie mit der Umbiegungsstelle nach den Polen schauen (Fig. 177, *e*.) Diese Zustände bekommt man an den Präparaten seltener zu sehen, sie werden rasch durchlaufen, wohl aber die weiteren Phasen des Auseinanderweichens der Schwestersegmente, die bereits zu den rückschreitenden Theilungsphasen, den Anaphasen, gehören. Einen solchen Zustand sehen wir in Fig. 177, *f*. Die Tochtersegmente folgen den Spindelfasern und erreichen zusammenrückend die polaren Enden derselben. Hier verschmelzen sie mit ihren Enden und bilden einen Tochterfadenknäuel (Fig. *g*). Alle die Zustände vom Beginn des Auseinanderweichens bis zu dem letzt beobachteten Stadium finden wir oft in dem Inhalte eines Antherenfaches beisammen. — Während die Tochtersegmente nach den Polen wandern, verbleiben die Spindelfasern als Verbindungsfäden zwischen denselben zurück (Fig. 177 *f*, *g*). Die Zahl der Verbindungsfäden wird durch Einschaltung neuer vermehrt und sie bilden alsbald einen tonnenförmigen Körper. Bald sind die Verbindungsfäden nur in ihrem äquatorialen Theile deutlich markirt und in der Aequatorialebene selbst tritt als Verdickung dieser Fäden eine Reihe von Körnchen auf, welche die „Zellplatte“ bildet (Fig. *g*). Die Zellplatte dehnt sich schliesslich über den ganzen Durchmesser der Zelle aus, die Elemente der Zellplatte verschmelzen und bilden eine Scheidewand, welche die Mutterzelle in zwei Tochterzellen halbirt. In den Tochterkernen bildet sich ein dünnfädiger Knäuel aus, dessen Windungen parallel zu der ursprünglichen Anordnung der Tochtersegmente bleiben.

Weitere Präparate lehren uns, dass der Kernfaden in den Kernen der Tochterzellen wieder dicker wird (Fig. *h*). Seine Windungen strecken sich, abweichend von den Vorgängen in dem ersten Kern, allmählich rechtwinklig zu ihrer ursprünglichen Richtung und bilden Schleifen im Aequator (Fig. *i*). Die Umbiegungsstellen an den Polen und im Aequator werden durchbrochen, die Segmente verkürzen sich und ziehen sich auf den Aequator zurück. So entsteht die Kernplatte, in der beiderseits die Spindelfasern nur sehr schwer zu erkennen sind (Fig. *k* rechts). Die Segmente der Kernplatte sind zu einem Kranze angeordnet (Fig. *k* links). Die Theilung der beiden Kerne erfolgt in derselben oder in zwei rechtwinklig sich schneidenden Ebenen, daher Figuren wie *k* beide Ansichten geben. — Die Segmente der Kernplatte spalten sich der Länge nach, was freilich an den so fixirten Präparaten nicht zu sehen ist. Dann aber rücken die Tochtersegmente aus einander und schon ihre geringe Dicke zeugt für die erfolgte Spaltung (*l*).

Die weiteren Vorgänge entsprechen denjenigen in der Mutterzelle. Die beiden Zellen zerfallen auf dem nämlichen Wege in vier Enkelzellen, die entweder in derselben Ebene liegen (Fig. *m*), oder sich rechtwinklig kreuzen, je nach der Richtung, welche die Kerntheilung einschlug. — Die vier Enkelzellen erhalten alsbald eine eigene Haut und werden durch Auflösung der Mutterzellwand frei.

Um eingehendere Studien über Kern- und Zelltheilung hier anzustellen, genügen die so fixirten Präparate nicht. Zu diesem Zwecke bereiten wir uns entsprechendes Material durch Einlegen der Blüthenstände in absoluten Alcohol vor. Von den Objecten, die mindestens drei Tage in absolutem Alcohol zugebracht haben müssen, führen wir rasch Längsschnitte durch die Antheren aus und legen diese in eine Lösung von Safranin in absoluten Alcohol,[2]) nachdem letzere etwa halb mit destillirtem Wasser verdünnt worden ist. In Tropfen dieser Lösung auf dem Objectträger können hierauf die Schnitte durchmustert werden, um annähernd festzustellen, welche Theilungszustände dieselben enthalten. In der Safraninlösung haben die Schnitte 12 bis 24 Stunden zu verweilen, worauf wir sie in absoluten Alcohol übertragen und so lange hin und her bewegen, als noch sichtliche Farbenwolken abgehen. Dann bringen wir die Schnitte in Nelkenöl (noch besser in Origanumöl) und sobald völlig durchtränkt, in kalte Dammarharz-Lösung (Dammar in warmem Terpentin gelöst und bis zur Syrupdicke abgedampft), wo sie sich unverändert halten. Bei richtiger Behandlung ist nur die Kernsubstanz gefärbt; die Spindelfasern sind nur schwach in solchen Präparaten markirt. Gentianaviolett giebt bei derselben Art der Behandlung fast noch schönere Kerntinctionen als Safranin.[3]) — Statt der hier entwickelten etwas umständlicheren Safranin-Tinction kann auch die etwas einfachere und schneller ausführbare versucht werden, die bei den Bacterien zur Sprache kam (p. 365).[4]) — Um die Spindelfasern sichtbarer zu machen, legen wir eine Anzahl Schnitte des Alcohol-Materials in sehr verdünnte Haematoxylinlösung (auf ein Uhrglas voll destillirten Wassers nur einige Tropfen einer alten Grenacher'schen oder Böhmer'schen Haematoxylinlösung). Die Schnitte dürfen aber nicht direct aus dem Alcohol in die Haematoxylinlösung gelangen, müssen vielmehr, damit sich kein Niederschlag auf denselben bilde, zuvor destillirtes Wasser passirt haben. In der Haematoxylinlösung verweilen die Schnitte mehrere Stunden, wobei der Färbungsgrad durch mikroskopische Prüfung sich controliren lässt; ist die erwünschte Färbung erzielt, so schliessen wir die Präparate in Glycerin ein. Im Falle von Ueberfärbung ziehen wir vor Einlegen in Glycerin den Ueberschuss des Farbstoffes durch Wasser, in welchem die Schnitte längere Zeit zu verweilen haben, oder durch Eisenalaun-Lösung aus. Die überfärbten Schnitte lassen sich auch mit 70% Alcohol, der $^1/_4$% Salzsäure enthält, behandeln und dann mit 70% Alcohol, oder mit Wasser, das eine Spur Ammoniak enthält, auswaschen, doch verlangt diese Art der Behandlung ganz besondere Vorsicht. Weit schönere Haematoxylin-Präparate, die an Vollkommenheit den Safranin-Präparaten nicht nachstehen, sind durch Uebertragung der in wässriger Haematoxylinlösung tingirten Schnitte in absoluten Alcohol, aus diesem in Nelkenöl oder La-

vendelöl und aus diesem in Canadabalsam (in Chloroform gelöst) zu erlangen. Die Schnitte brauchen nur wenige Minuten in dem Alcohol und dem flüchtigen Oel zu verweilen. Die Structurverhältnisse des Cytoplasma treten besonders scharf hervor, wenn man die Haematoxylin-Präparate statt in Canadabalsam in eine syrupdicke, filtrirte Lösung von möglichst hellem Schellack in absolutem Alcohol einlegt. In diese Lösung werden die Präparate nach der Tinction direct aus dem Alcohol, ohne das flüchtige Oel zu passiren, übertragen. Die Schellacklösung hat einen kleineren Brechungsexponenten ($n = 1,4176$) als der Canada-Balsam, demjenigen der Chlorcalciumlösung annähernd gleich. Die Haematoxylin-Färbung hält sich auch in dem Schelllack sehr gut. Ein anderweitiger Verschluss des Präparats ist so wenig wie beim Canadabalsam nöthig. — Andererseits kann man das Cytoplasma in den Präparaten fast unsichtbar machen und die tingirte Kernsubstanz äusserst scharf hervortreten lassen durch Einlegen der mit Haematoxylin tingirten Präparate, nachdem sie den absoluten Alcohol passirt haben in die, den grossen Brechungsexponenten 1,63 zeigende Lösung von Styraxbalsam in Chloroform, in welcher sich die Haematoxylinfärbung ebenfalls sehr gut conservirt. Interessant ist es hier überhaupt, den ganzen in den Balsam eingebetteten Antherenschnitt näher zu betrachten; die Zellmembranen sind an demselben nur wenig sichtbar, die Stärkekörner erscheinen wie Vacuolen, die inhaltsleeren Elemente des Gefässbündels treten besonders stark lichtbrechend hervor. — Rasch bekommt man auch instructive Präparate durch Färbung des Alcohol-Materials mit Diamant-Fuchsin-Jodgrün.[5]) Man stellt am besten eine Diamant-Fuchsin- und eine Jodgrün-Lösung in 50% Alcohol her, giesst die Jodgrün-Lösung in eine Schale und setzt langsam Diamant-Fuchsin so lange hinzu, bis dass die Flüssigkeit eine ausgeprägt violette Färbung angenommen hat. Die zu färbenden Antherenschnitte werden hierauf auf den Objectträger in einen Tropfen dieser Flüssigkeit gebracht, die man nach Ablauf etwa einer Minute durch Neigen des Objectträgers abfliessen lässt und mit Fliesspapier aufsaugt. Hierauf wird ein Tropfen Glycerin auf das Object gebracht, die Schnitte geordnet, mit einem Deckglas bedeckt und wenn erwünscht, mit Canadabalsam oder Maskenlack abgeschlossen. Der Canadabalsam ist, wie wir wissen, in vieler Beziehung als Verschlussmittel vorzuziehen, hat aber, wie ebenfalls schon erwähnt worden, den Nachtheil, dass die für homogene Immersion benutzten Oele ihn lösen. Man muss dann eben darauf achten, dass die Immersionsflüssigkeit nicht in Berührung mit dem Balsamverschluss komme und auch die nöthige Vorsicht bei Entfernung des Oeles von dem Deckglase brauchen. — Der zwischen den Schnitten verbliebene Farbstoff, bei dem in Frage stehenden Fuchsin-Jodgrün-Präparaten, tingirt etwas das Glycerin und die Färbung des Präparats hält sich recht gut in letzterem. Die so behandelten Präparate zeigen das Cytoplasma roth, die Kernsubstanz blau, die Paranucleolen roth gefärbt, die Präparate sind äusserst zierlich und instructiv, wenn sie auch in der Schärfe der Zeichnung den Safranin- und guten Haematoxylin-Präparaten nachstehen. — Die mit Chromsäure, Pikrinsäure oder den Chromsäuregemischen fixirten Mutterzellen stehen hier im Allgemeinen dem Alcohol-Material nach.

In den Längsschnitten durch die Antheren findet man nicht alle Mutterzellen in demselben Entwicklungszustand. Die Stadien folgen in der einen oder andern Richtung auf einander, was dem Beobachter sehr zu Nutzen kommt.

Um die Vorgänge kennen zu lernen, wie sie sich in den Pollen-Mutterzellen der Dicotyledonen abspielen, wählen wir am besten eine Ranunculacee oder Papaveracee zur Untersuchung. Für alle Fälle bleibt hier aber das Untersuchungsobject ungünstig. Wir wollen uns im Folgenden an Helleborus foetidus halten; im Wesentlichen werden alle Dicotyledonen die nämlichen Verhältnisse bieten. In einer Blüthenknospe die mit Stiel 8 bis 10 *mm*. Höhe misst, finden sich meist von innen nach aussen fortschreitend, alle Zustände der Theilung in den aufeinanderfolgenden Antheren vertreten. Wir zerdrücken auch hier die Antheren in den bei Fritillaria erörterten Flüssigkeiten und erhalten auch dieselben Bilder wie dort, nur kleiner. Nach dem ersten Theilungsschritt des Mutterkerns wird in den Verbindungsfäden eine Zellplatte angelegt, aber wieder aufgelöst, während sich die Zellkerne zum zweiten Theilungsschritt vorbereiten. Dieser zweite Theilungsschritt stimmt hier, zum Unterschied von Fritillaria, völlig mit dem ersten überein. Die Kernpaare sind durch Verbindungsfäden verbunden. Diese vier Kerne ordnen sich in der kugeligen Mutterzelle nach den vier Ecken eines Tetraëders an (Fig. 178, *A*), worauf Verbindungsfäden frei im Cytoplasma nach allen Richtungen zwischen den vier Kernen entstehen. So werden zu den beiden zuvor vorhandenen noch vier Verbindungsfäden-Bündel erzeugt. In diesen sechs Bündeln entstehen Zellplatten (Fig. 178, *A*). Letztere sind deutlich, die Verbindungsfäden aber nur in den günstigsten Fällen zu sehen. Die sechs Zellplatten haben kreisquadrantische Gestalt, sie stossen im Innern der Mutterzelle aufeinander. An der dicken Wand der Mutterzelle sind sechs innere, etwas vorspringende Leisten erzeugt worden (Fig. 176, *A*) und an diese setzen die Zellplatten mit ihren Aussenrändern an. Aus den Zellplatten werden alsbald Cellulose-Wände und so ist die Mutterzelle in vier tetraëdrisch angeordnete Tochterzellen zerlegt (Fig. 178, *B*). Diese vier Zellen erhalten alsbald eigene Wände und werden frei, während die Mutterzellwand aufgelöst wird.

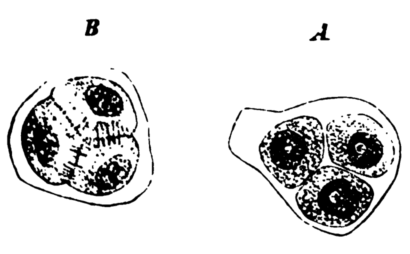


Fig. 178. Helleborus foetidus. Pollenmutterzellen bei *A* in Viertheilung, bei *B* nach vollendeter Viertheilung. Vergr. 540.

Für eingehendere Studien über Kerntheilung empfehlen sich besonders die protoplasmatischen Wandbelege der Embryosäcke, die durch simultane Zellbildung die erste Wandschicht ihres Endosperms bilden.

Oben an stehen hier wieder die Monocotyledonen und das günstigste der bekannten Objecte ist Fritillaria imperialis. Um sich das nöthige Untersuchungsmaterial zu beschaffen, legt man aufgeschnittene Fruchtanlagen im Monat Mai in absoluten Alcohol ein. Es mögen Fruchtanlagen von 30 bis 40 *mm.* Höhe (ohne Stiel) sein. — Nach etwa einwöchentlicher Härtung kann das Object weiter verwendet werden. Zu diesem Zwecke werden die Früchte erst 24 Stunden lang in einem Gemisch von halb Alcohol und Glycerin belassen, dann einzelne Samenknospen herausgenommen und der Länge nach zwischen den Fingern halbirt. Diese Hälften bringen wir in einem Tropfen des Alcohol-Glycerin-Gemisches unter den Simplex, und versuchen hierauf den protoplasmatischen Wandbeleg des als schüsselförmige Mulde sich präsentirenden Embryosacks mit den Nadeln zu befreien. Meist gelingt uns dies ohne grosse Mühe, öfters, namentlich während der Theilungsstadien, erhalten wir nur kleinere, zusammenhängende Stücke. Den befreiten Wandbeleg legen wir in Wasser, um ihn vom Glycerin zu befreien; dann bringen wir ihn in die mit Wasser zur Hälfte verdünnte, alcoholische Safraninlösung und behandeln ihn weiter so, wie wir es bei den Pollenmutterzellen der Fritillaria persica gethan. Eben so können wir die andern dort erprobten Methoden hier zur Anwendung bringen. Auch machen wir eventuell den Versuch mit Goldchlorid,[6]) das in manchen Fällen recht gute Resultate giebt. In letzterer Absicht werden die Präparate in destillirtem Wasser gut ausgewaschen und auf eine halbe bis eine Stunde in 1 % Goldchloridlösung, der eine Spur Salzsäure zugesetzt wurde, gelegt. Hier müssen sie vor dem Einfluss des Lichtes geschützt sein. Hierauf werden sie etwa eine halbe Stunde lang gut mit destillirtem Wasser ausgewaschen und dann in Wasser, Glycerin oder nach vorhergehender Behandlung mit absolutem Alcohol und Nelkenöl in Dammarlack untersucht. Auch können die Präparate noch mit Haematoxylin oder Safranin tingirt und dann entsprechend eingebettet werden; oder man überträgt die Präparate, nachdem sie in der Goldchloridlösung verweilt und gut ausgewaschen wurden, auf 12 bis 24 Stunden in eine ca. 5 % Ameisensäurelösung, in der man sie der Einwirkung des Lichtes aussetzt, und hierauf in Wasser, Glycerin oder Dammarlack untersucht oder zuvor noch mit Safranin tingirt. (Dieselbe Behandlung lassen Präparate zu, die in Chromsäure oder Pikrinsäure gefärbt und gut in destillirtem Wasser ausgewaschen worden sind.)

Finden wir im Embryosacke bereits die Gewebeanlage des Endosperms vor, so führen wir mit dem Rasirmesser zarte Längsschnitte durch die Samenknospe, und behandeln die Gewebe-Partien wie zuvor den Wandbeleg.

Man wird in dem protoplasmatischen Wandbeleg die Zellkerne meist im Ruhestadium finden. Hat der Zufall es glücklich gefügt und ist man auf Theilungszustände gestossen, so stehen dieselben gleich in Fülle zur Verfügung, da im ganzen Wandbeleg die Theilungen sich zugleich abspielen. Man hat dann hunderte von Theilungsstadien vor Augen. Die Theilungen schreiten in bestimmter Richtung fort, so dass man in demselben Präparat alle Theilungszustände vereinigt finden kann (Fig. 179). — Die Zellkerne sind auffallend gross und lassen sich schon bei schwacher

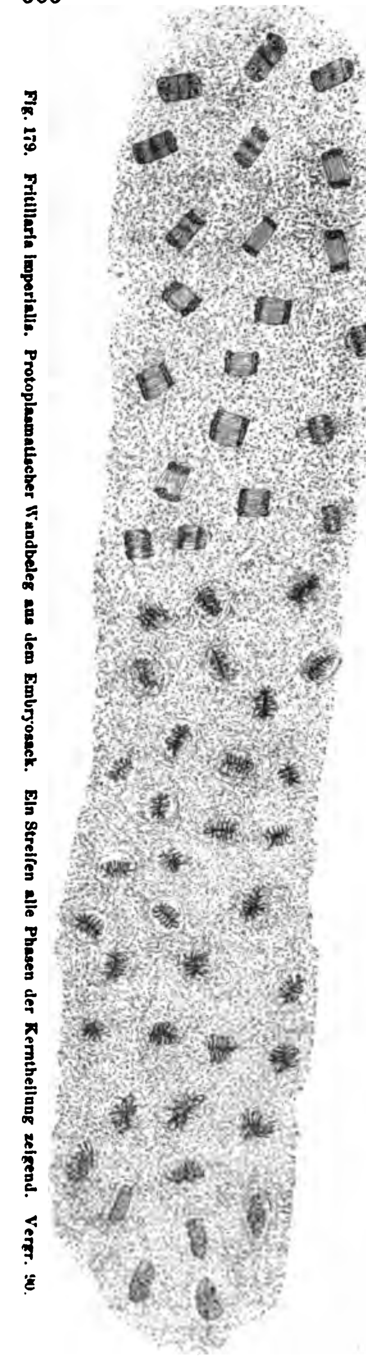


Fig. 179. Fritillaria imperialis. Protoplasmatischer Wandbeleg aus dem Embryosack. Ein Streifen alle Phasen der Kerntheilung zeigend. Vergr. 90.

Vergrösserung studiren; um die feinsten Details, auf die es hier gerade nicht wenig ankommt, zu sehen, muss man freilich zu den allerstärksten und leistungsfähigsten Vergrösserungen greifen und die Beobachtung bei möglichst günstiger Beleuchtung anstellen. Steht uns ein starkes Objectiv für homogene Immersion und ein Abbe'scher Beleuchtungsapparat zur Verfügung, so wird er in diesem Augenblick von allergrösstem Werth. Daher müssen auch die Deckgläser, die wir unseren Präparaten auflegten, sehr dünne sein, damit sie die Anwendung der starken Objective noch zulassen. — Die Färbung wird in der zuvor geschilderten Weise mit Safranin oder mit Haematoxylin vorgenommen.

Der protoplasmatische Wandbeleg des Embryosacks hat nur eine sehr geringe Dicke. Unter günstigen Beobachtungsbedingungen können wir feststellen, dass er ein feines Maschenwerk bildet. Dieses Maschenwerk besteht aus zarten, anastomosirenden Fäden der homogenen Grundsubstanz des Zell-Protoplasma, des Cyto-Hyaloplasma. In diesen Fäden liegen kleine Körnchen, die Cyto-Mikrosomen, an einander gereiht. — Die Zellkerne sind in gleichmässigen Abständen durch den Wandbeleg vertheilt. Der Wandbeleg ist an den Stellen, wo er einen Zellkern birgt, angeschwollen. — Der ruhende Zellkern (Fig. 180 *A*) zeigt ein Gerüstwerk oder Maschenwerk, das aus feinen Fäden der homogenen protoplasmatischen Grundsubstanz des Zellkerns, dem Nucleo-Hyaloplasma, besteht. In diesen Fäden sind kleine Körnchen, die Nucleo-Mikrosomen vertheilt. Diese nur sind tingirt, während die Hyaloplasma-Fäden bei richtiger Safranin-Tinction farblos bleiben. Die Nucleolen sind in Mehrzahl vorhanden, sie liegen zwischen den Maschen des Gerüstwerks, denselben anhängend. Sie zeigen sich besonders stark gefärbt. Die Kernhöhle, in welcher das

Netzwerk und die Nucleolen sich befinden, ist von Kernsaft, Nucleochym, erfüllt. Dieser Kernsaft ist eine homogene, zähflüssige Substanz, die durch den Alcohol ebenfalls fixirt wird und bei überfärbten Präparaten sich auch schwach gleichmässig gefärbt zeigt. Umgeben wird die Kernhöhle von einer nicht tingirten zarten Hülle, die als Hautschicht dem umgebenden Cytoplasma angehört. — Mit dem Eintritt in die Prophasen der Theilung geht aus dem Maschenwerk ein einziger Kernfaden hervor, der sich immer stärker zusammenzieht und schliesslich einen dickfadigen Knäuel darstellt (Fig. 180 *B*). An diesen Fäden ist ein Aufbau aus auf einander folgenden

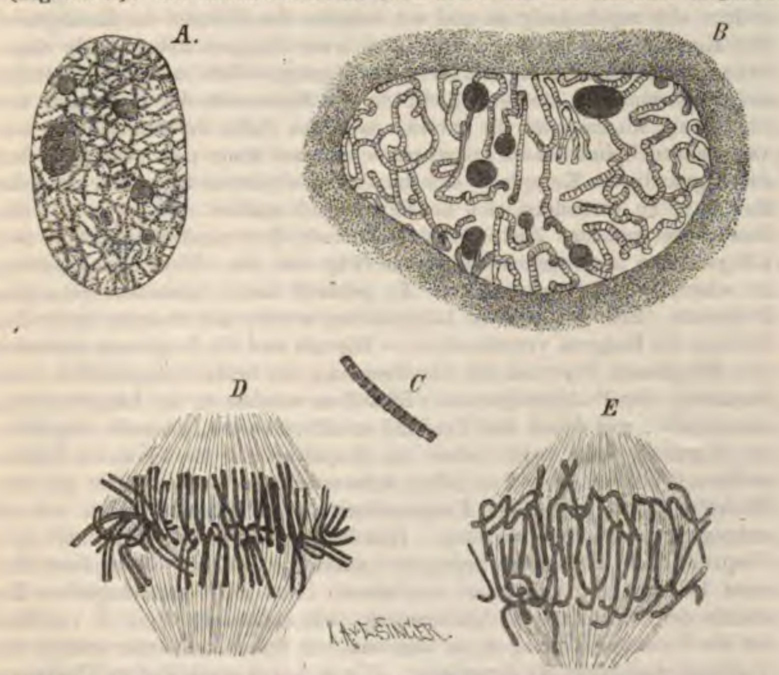


Fig. 180. Fritillaria imperialis. Theilungsphasen der Zellkerne, dem protoplasmatischen Wandbeleg der Fig. 179 entnommen. *A* ein ruhender Zellkern *B* ein dickfadiger, noch unsegmentirter Knäuel. *C* ein Stück dieses Kernfadens, stärker vergrössert. *D* eine Kernspindel mit längsgespaltenen Segmenten. *E* die Trennung und Umlagerung der Schwestersegmente. In *A*, *D* u. *E* ist die Längsaxe vertical, in *B* horizontal orientirt. *A*, *B*, *D* u. *E* 800 Mal, *C* 1100 Mal vergr.

Scheiben zu erkennen (Fig. *C*), die aus der Verschmelzung der Mikrosomen hervorgingen und als Mikrosomenscheiben zu bezeichnen sind. Sie sind intensiv gefärbt und durch schmale, nicht gefärbte Brücken von Zwischensubstanz, welche dem Hyaloplasma entspricht, verbunden. Das Hyaloplasma ist zur Bildung der Mikrosomen grösstentheils verbraucht und erscheint auf diese Brücken von Zwischensubstanz reducirt. — In den nächsten Prophasen zerfällt der Kernfaden in annähernd gleich lange Stücke, die Segmente. Die Kernwandung schwindet jetzt und das umgebende

Cytoplasma dringt in den Kernsaft zwischen die Segmente ein. Die Segmente des Fadens strecken sich quer zu der Längsaxe des Kerns und bilden einseitwendige Schleifen. Diese Schleifen sondern sich alsbald in zwei Gruppen, welche den beiden Hälften des Kerns entsprechen und wenden, sich um etwa 90° drehend, ihre freien Enden den Polen zu. So bekommen wir jetzt zwei Gruppen von Segmenten, welche an ihrem äquatorialen Ende hakenförmig umgebogen sind und mit diesen Enden in einander greifen. Eine Längsstreifung des eingedrungenen Cytoplasma wird gleichzeitig zwischen den Segmenten bemerkbar. Die Segmente ordnen sich regelmässig an und wir erhalten den Zustand der Kernspindel. Die Kernplatte derselben besteht aus zwei Gruppen hakenförmig eingekrümmter Segmente, die mit ihren Umbiegungsstellen in der Aequatorialebene auf einander stossen. Zwischen den Segmenten der Kernplatte und über diese hinaus sind die zarten, nach den Polen der Kernspindel convergirenden Spindelfasern zu sehen. — Hierauf kann man erkennen, dass die Segmente der Kernplatte sich bandartig abplatten und, ohne zunächst ihre Lage zu verändern, sich der Länge nach spalten. So haben wir eine dem vorhergehenden Zustande entsprechende Kernspindel mit aus je zwei Längshälften bestehenden Segmenten (Fig. 180, *D*). Diese Längsspaltung zu sehen, hält übrigens schwer. Es gehören hierzu besonders gelungene Präparate. Sehr oft sind die Längshälften wieder mit einander unter dem Einfluss des Reagens verschmolzen. — Hiermit sind die Prophasen vollendet. Die Metaphasen beginnen mit der Trennung der beiden Längshälften jedes Segments, der Tochtersegmente. Dieselben weichen in der Längsrichtung auseinander, was durch den Umstand erleichtert wird, dass die abgeflachten Segmente sich zuvor schon im Aequator auf die schmalen Kanten stellten (Fig. 180, *D*). Von jedem Schwestersegmentpaare bleibt das eine Tochtersegment auf seiner Ursprungsseite, das andere wandert auf die entgegengesetzte Seite herüber. Gleichzeitig biegen sich die auf ihrer Ursprungsseite bleibenden Segmente anders um, so dass sie an ihrer Polseite hakenförmig gekrümmt erscheinen. Das giebt so complicirte Zustände der Trennung und Umlagerung, wie sie unsere Figur *E* vorführt. Ist die Trennung vollzogen, so beginnen mit dem Auseinanderweichen der Tochterkernanlagen die Anaphasen. Wie aus dem geschilderten Theilungsvorgang folgt, muss jede Kernanlage eine gleiche Anzahl von Tochtersegmenten erhalten haben, ganz abgesehen davon, ob die Kernplatte jederseits von einer völlig gleichen Anzahl von Segmenten gebildet wurde oder nicht. Diese Tochtersegmente sind jetzt an ihrer Polseite kurz hakenförmig umgebogen. Diese Bilder müssen uns bereits bekannt erscheinen, denn sie schliessen an die Figur *F* in den Pollenmutterzellen von Fritillaria persica unmittelbar an. So auch die weiteren Stadien der Tochterkern-Differenzirung, über welche uns hinlänglich die bei schwacher Vergrösserung dargestellte Figur 179 orientirt. — Die Tochtersegmente krümmen sich, nachdem sie ihre definitive Entfernung erlangten, immer stärker; nähern sich einander fast zur Berührung, verschmelzen mit ihren Enden und werden von einer Hautschicht des umgebenden Cytoplasma, der Kernwandung, umschlossen. Hierauf beginnen die Windungen des gebildeten Fadenknäuels wieder auseinander zu weichen, es bildet sich die mit Kernsaft

erfüllte Kernhöhle aus. Der Kernfaden wird allmählich wieder feinkörnig und zieht sich in feine Windungen aus. Das Hyaloplasma nimmt im Verhältniss zu den Mikrosomen zu, welche alsbald nur noch kleine Körnchen in dem Faden bilden. Es treten Nucleolen alsdann wieder auf. Der feinfädige Knäuel geht durch Anastomosen in ein Maschenwerk über und so ist der Zustand des ruhenden Kerns wieder erreicht. Der Tochterkern hat aber, um diesen Ruhestand zu erreichen, in rückläufiger Bewegung die Differenzirungsvorgänge des Mutterkerns durchgemacht. Während dem haben sich die als Verbindungsfäden zwischen den Tochterkernanlagen verbliebenen Spindelfasern vermehrt und einen tonnenförmigen Körper erzeugt. In diesem zeichnet sich alsbald die äquatoriale Zone schärfer. Die Verbindungsfäden sind in letzterer dicker. Bald ist diese Zone allein deutlich unterscheidbar, während die übrigen Theile der Verbindungsfäden allmählich das Aussehen des benachbarten Protoplasma annehmen. Im Aequator der Zone wird die Zellplatte in Gestalt kleiner Körner sichtbar. Da hier eine Zelltheilung nicht erfolgen soll, so wird alsbald die Zone der Verbindungsfäden sammt Zellplatte wieder rückgebildet. — Der Kernsaft, der die Kernhöhlung erfüllte, verblieb zunächst zwischen den Verbindungsfäden und ist in den stärker gefärbten Präparaten an seiner Tinction dort zu erkennen. Während der Ausbildung der Kernhöhlen der Tochterkerne wird er in diese aus den Verbindungsfäden wieder eingezogen.

Schnitte durch das junge Endosperm verhalten sich, was die Kerntheilung anbetrifft, wie der eben geschilderte protoplasmatische Wandbeleg. Von Interesse ist es aber für uns, die Bilder in beiden Fällen zu vergleichen. Während wir im Wandbeleg die Kernfiguren nur in Profilansicht sahen, zeigen sie sich hier in verschiedener Lage und können wir uns daher auch die Polansichten der Kernplatte näher betrachten. Die Fälle in denen die Kernfiguren nur geneigt liegen, werden uns zur Orientirung über diejenigen Fälle, wo sie sich rein polar präsentiren, verhelfen. — In dem Endospermgewebe wird es uns auch leicht sein, die Zelltheilung zu sehen. Die äquatoriale, von den Verbindungsfäden gebildete Zone sammt Zellplatte nimmt so lange an Ausdehnung zu, bis dass der ganze Querschnitt der Zelle überspannt ist. Dann verwandelt sich die Zellplatte durch Verschmelzung der sie bildenden Mikrosomen in eine zarte Cellulosehaut. Schon diese Cellulosehaut setzt rechtwinklig an die Mutterzellwand an und halbirt die Mutterzelle in zwei Tochterzellen.

Unter zahlreichen Präparaten werden sich wohl auch solche finden, welche den Augenblick zeigen, wo die bisher frei im protoplasmatischen Wandbeleg sich vermehrenden Kerne durch Scheidewände getrennt werden, der Wandbeleg durch sogenannte freie Zellbildung in einzelne Zellen zerfällt. Diese Vorgänge der Zellbildung sind von denjenigen der Zelltheilung nicht principiell verschieden und mit allen andern Vorgängen, wo gleichzeitig mehr als zwei Zellen entstehen, aus der Zweitheilung abzuleiten. Man kann sich vorstellen, dass hier die Entwicklung abgekürzt und Zwischenstufen übersprungen worden sind, so dass statt fortgesetzter Theilungsschritte, gleich ein sonst aus diesen erst folgender Zustand sich einstellt. Diese Zustände der freien Zellbildung sind bei Fritillaria nicht ohne

Mühe frei zu präpariren, da ein in Zellbildung befindlicher Wandbeleg leicht in kleine Stücke zerfällt. Einzelne Stücke des Präparates werden immerhin den Vorgang deutlich in allen Uebergangsstadien zeigen. Da wird es auffallen, dass das Cytoplasma um die Zellkerne eine mehr oder weniger deutliche radiale Gruppirung annimmt und so Verbindungsfäden frei entstehen, in welchen Zellplatten sich bilden. Diese Verbindungsfäden sind vornehmlich nur in den Zonen sichtbar, welche die Zellplatten erzeugen und auch dort nicht immer deutlich. Die Zellplatten bilden quellbare Cellulose-Wände und nun erscheinen die Plasmapartieen durch diese getrennt. Oft kommen mehrere Zellkerne in einen solchen Abschnitt zu liegen und werden durch nachträglich eingeschaltete Wände von einander getrennt. — In anderen entsprechenden Fällen, so bei Corydalis cava, verschmelzen die in einen Zellraum eingeschlossenen Zellkerne zu einem einzigen mit einander.

Die strahlenförmige Anordnung des Cytoplasma um die Kerne im Augenblick der Zellbildung ist bei den Monocotyledonen meist nicht sehr schön ausgebildet; viel auffälliger tritt sie uns bei den Dicotyledonen entgegen. Hier würden sich beispielsweise zur Untersuchung Reseda odorata, Agrimonia Eupatoria oder eine Ranunculacee empfehlen. Die Präparation ist nicht anders als die bei Fritillaria imperialis geschilderte. Die in absolutem Alcohol gehärteten Samenanlagen werden der Länge nach halbirt und der Wandbeleg mit Nadeln unter dem Simplex freigelegt. Die Präparate sind so wie dort zu färben. — Die Kernfiguren zeigen nur geringe Grösse, namentlich die Kernplatte der Kernspindel ist sehr flach und scheint nur aus einer Stäbchenreihe zu bestehen. Dass der Bau derselben ähnlich dem beim ersten Theilungsschritt in den Pollenmutterzellen von Fritillaria geschilderten, ist, kann trotzdem mit Sicherheit angenommen werden. Die Spindelfasern zeichnen sich der geringen Grösse der Kernspindeln ungeachtet relativ deutlich. Während der Zellbildung ist die Strahlung um die Zellkerne sehr schön (Fig. 181). Der Vorgang schreitet in bestimmter Richtung innerhalb des Wandbelegs fort und kann so in seiner ganzen Entwicklung verfolgt werden (vergl. auch Fig. 170, für Myosurus).

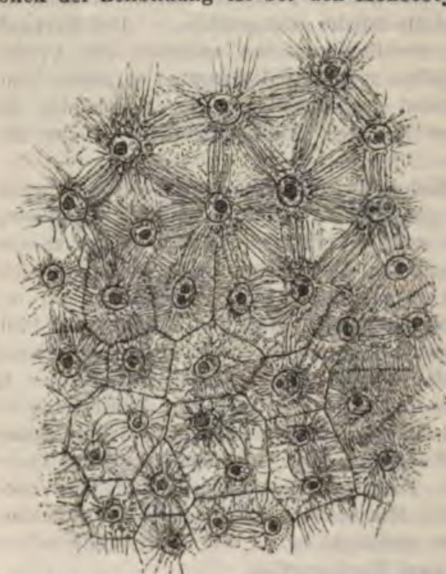


Fig. 181. Reseda odorata. Protoplasmatischer Wandbeleg des Embryosacks zu Beginn der freien Zellbildung. Verg. 240.

Um rasch Theilungszustände der Zellkerne in Embryosäcken zur An-

schauung zu bringen, wählen wir **Monotropa Hypopitys** zur Untersuchung. Hier wird das Endosperm nicht durch freie Zellbildung, sondern durch Zelltheilung erzeugt. Es hängt dies mit der geringen Grössenzunahme des Embryosacks zusammen, während freie Kerntheilung im Wandbeleg überall dort zu beobachten ist, wo der Embryosack sehr rasch sich vergrössert. Samenanlagen aus Blüthen entnommen, die vor etwa acht Tagen bestäubt wurden, werden leicht die erwünschten Theilungsstadien zeigen. Man befreit die Samenanlagen mit Nadeln von den Placenten frisch in Wasser und setzt einen Tropfen 1% Osmiumsäure oder 1% Chromsäure oder Essigsäure-Methylgrün hinzu. Die Zellkerne treten dann deutlich vor, sie sind relativ gross und gut zu beobachten. Diese Zellkerne führen ein grosses Kernkörperchen. Die Kernspindel zeigt sehr deutlich gezeichnete Spindelfasern, die nur schwach nach den Polen convergiren und eine niedrige Zellplatte; die niedrigen, scheinbar aus einer einfachen Körner- oder Stäbchen-Schicht bestehenden Zellplatten sind überhaupt bei den Dicotyledonen sehr verbreitet.

In den Zellkernen ist eine als Nucleïn bezeichnete, durch ihren Phosphorgehalt charakterisirte Verbindung vertreten, welche folgende Reactionen zeigt:[7]) Sie ist von Magensaft sehr schwer angreifbar, fast unlöslich in Wasser, unlöslich in verdünnten Mineralsäuren, hingegen leicht löslich in selbst sehr verdünnten Lösungen kaustischer Alcalien, Ammoniak, concentrirter Salpetersäure und rauchenden Salzsäuren. — Das Nucleïn ist in den Mikrosomen des Kerns vertreten, wie man sich durch Anwendung der eben angeführten Reagentien überzeugen kann. — Besonders rasch kommt man zum Ziele, wenn man auf die mit absolutem Alcohol fixirten Präparate rauchende Salzsäure einwirken lässt. Die grossen Zellkerne in den Pollenmutterzellen von **Fritillaria** und **Lilium**, oder im Wandbeleg des Embryosacks von **Fritillaria imperialis** sind für dieses Studium besonders geeignet. — Die Schnitte werden in destillirtem Wasser ausgewaschen und in destillirtem Wasser zunächst untersucht. Erst nachdem das Object bei starker Vergrösserung eingestellt ist, bringt man vorsichtig einen Tropfen der Salzsäure an den Rand des Deckglases. Die Einwirkung beginnt oft äusserst rasch und erfolgt dann momentan, so dass man das Auge nicht von dem Mikroskop entfernen darf. In dem ruhenden Kern werden nur die Mikrosomen aufgelöst, das Gerüst aus Hyaloplasma und die Nucleolen bleiben erhalten, letztere quellen nur ein wenig. Die Zellkerne des Wandbelegs, mit dickfädigem Knäuel, lassen denselben bis zur Unkenntlichkeit quellen, auf diesem Stadium ist jedenfalls sehr wenig Hyaloplasma in der Kernsubstanz vertreten; die Nucleolen lösen sich auch jetzt nicht auf. Eben so wie der erwähnte Kernfaden verhalten sich die Segmente des Kernfadens hier und in den Pollenmutterzellen. Im Stadium der Kernspindel quillt die Kernplatte bis zur Unkenntlichkeit, während die Spindelfasern, die wir aus dem Cytoplasma hervorgehen sahen, erhalten bleiben und sich sehr scharf zeichnen. Solche Bilder aus den Pollenmutterzellen sind sogar besonders instructiv, weil nun die Spindelfasern deutlich, ohne Unterbrechung von dem einen Pol zum andern laufen. Das umgebende Cytoplasma wird durch die rauchende Salzsäure nicht verändert, so auch die Kernwandung nicht; in dem protoplasmatischen Wandbeleg sieht man

die Kernhöhlen sich auf ihr doppeltes Volumen erweitern. — Aehnlich wie die rauchende Salzsäure wirken 10 % Kochsalzlösung und 10 % Sodalösung, wenn die Schnitte längere Zeit, eventuell Tage lang in derselben gelassen werden. Mit 0,5 % Kalilösung sind entsprechende Effecte sofort zu erreichen; die Präparate gewinnen, wenn man rasch die Kalilauge mit 10 % Kochsalzlösung auswäscht. Alle diese Reactionen stehen aber der Salzsäure-Behandlung an Entschiedenheit der Resultate nach. Ebenso sind im Allgemeinen die Reactionen mit frischen Zellkernen weniger befriedigend. — Umgekehrt kann man an den Kernen das Hyaloplasma durch künstliche Verdauung mehr oder weniger vollständig herauslösen. Am besten gelingt dies mit gleichen Theilen von Pepsin-Glycerin und Pankreatin-Glycerin, welches mit dem 10fachen Volumen destillirten Wassers verdünnt und mit einigen Tropfen Salzsäure versetzt werden müssen. Diese Glycerine, nach Wittig dargestellt, sind von Dr. G. Grübler in Leipzig fertig zu beziehen. Die Behandlung der Alcohol-Präparate, die allein sichere Resultate gewährt, muss bei Körperwärme etwa einen halben Tag andauern. Das Zellplasma ist dann grösstentheils verschwunden und von den Zellkernen sind mehr oder weniger intact nur die leicht tingirbaren Theile verblieben.

In mancher Beziehung abweichende Vorgänge der Zelltheilung treffen wir bei den Spirogyra-Arten[8]). Wir dürfen aber zur Beobachtung nur solche Arten wählen, die einen grossen, centralen Zellkern besitzen. Dieser Zellkern ist von einer Cytoplasmaschicht umgeben und auf feinen Cytoplasmafäden im Zellleibe suspendirt. Die Zellen der Spirogyren haben nämlich, wie wir schon früher feststellen konnten, ein von Zellsaft erfülltes Lumen und mitten in diesem Lumen ist der Zellkern aufgehängt. Die Spirogyren theilen sich meist zwischen 11 und 1 Uhr Nachts, bringt man jedoch die Pflanzen des Abends in einen Raum, dessen Temperatur sich um 4° C. hält, so erfolgen die Theilungen nicht und treten erst am nächsten Morgen ein, wenn die Pflanzen in einen wärmeren Raum übertragen werden. So kann man die Theilung nach Wunsch auf den Tag verlegen. Die Spirogyren mit centralem Kern zeigen denselben in normaler Lage entweder flach spindelförmig oder rechteckig. In beiden Fällen ist der Zellkern scheibenförmig, wie man durch Druck auf die Zelle, der den Zellkern aus seiner Lage bringt, sich überzeugen kann. Wir halten uns im Folgenden an eine flachkernige Art; die breitkernigen zeigen nur in sofern ein abweichendes Verhalten, als ihre Kernwandung länger erhalten bleibt und die Kernplatte nicht den ganzen Querdurchmesser des Kerns in Anspruch nimmt. Die Zellkerne der flachkernigen Art, die in Theilung eintreten sollen, sind an ihrer zunehmenden Dicke kenntlich und an der Cytoplasmaansammlung an ihren beiden Endflächen. — Man sieht die Mikrosomen innerhalb dieser Ansammlung in lebhafter Bewegung begriffen und das Cytoplasma selbst in Stränge differenzirt, die senkrecht die Endflächen des Kerns treffen. Der Zellkern zeigt ein, selten zwei grosse Kernkörperchen, die alsbald unkenntlich werden. Er nimmt noch mehr an Dicke zu und es wird im Aequator desselben nunmehr eine starke, lichtbrechende Kernplatte sichtbar. Zu beiden Seiten derselben differenzirt sich das Plasma in feine Stränge. Diese Stränge sind die Spindelfasern, welche die Kernplatte im Aequator führen. Die Spindelfasern convergiren kaum nach

den Polen. — In den so zur Theilung sich anschickenden Zellen sind die Mikrosomen auch an der Wand in lebhafter Bewegung begriffen; sie werden durch Ströme geführt, die sich vornehmlich an und zwischen den Chlorophyllbändern bewegen. Um die Zeit, wo die Kernspindel ausgebildet wird, etwa 45 Minuten nachdem die ersten Veränderungen am Zellkern sich zeigten, bemerkt man eine beginnende Ansammlung von Protoplasma im Aequator der Zelle. Der Wandbeleg der Zelle wird hier ringförmig verdickt. Nach dieser verdickten Stelle führen die Cytoplasmaströme immer reicheres Material von Mikrosomen. Plötzlich wird innerhalb dieses Cytoplasmaringes, an der Haut der Zelle, eine feine Linie sichtbar und ein Theil der Mikrosomen ordnet sich in zwei Reihen deren Rändern entlang an. Die feine Linie ist die Anlage der Scheidewand. Diese Membran wächst an ihrer inneren Kante weiter, leistenförmig in das Innere der Zelle vordringend. Der Protoplasmaring bleibt stets an der inneren Kante dieser vordringenden Wand. Die Chlorophyllbänder werden von der anwachsenden Wand eingebogen. — Inzwischen haben sich weitere Veränderungen im Zellkern eingestellt. Etwa 15 Minuten nach Ausbildung der Kernplatte scheint diese gespalten und es beginnt das Auseinanderweichen ihrer beiden Hälften. Dies geht so rasch, dass die Bewegung unmittelbar zu sehen ist. Der Raum zwischen den beiden auseinanderweichenden Kernplattenhälften ist von zarten Fäden durchsetzt: es sind das die Verbindungsfäden. Die Theilungsfigur ist an ihren Endflächen im Zelllumen suspendirt, sie schwankt nicht unerheblich hin und her und zwar bald nach der einen, bald nach der andern Seite. Diese Suspensionsfäden gleiten, entsprechend der Verbreiterung der Theilungsfigur an der Wandschicht der Zelle entlang. Von den an den Endflächen der Theilungsfigur angesammelten Cytoplasmamassen dringen während dem einzelne Plasmafäden in den Zellsaft vor, schwellen an ihren Enden an, tasten hin und her und werden entweder wieder eingezogen oder erreichen den Wandbeleg und bilden so einen neuen Suspensionsfaden. Die Verbindungsfäden zwischen den Tochterkernanlagen verschmelzen alsbald zu wenigen, dicken Fäden, die sich nach aussen biegen. Dieses kann schon 8 bis 10 Minuten nach Beginn des Auseinanderweichens der beiden Kernplattenhälften eintreten. In den Verbindungsfäden wird oft vor ihrer Verschmelzung und ihrem Auseinanderweichen eine äquatoriale Ansammlung körniger Substanz bemerkbar. Die Tochterkernanlagen weichen nur noch ganz langsam auseinander; die Verbindungsfäden setzen an deren Rändern an. Es mögen so 7 Viertelstunden seit Beginn der ersten Veränderungen am Kern verflossen sein; die Scheidewand ist auf ein Viertel des Halbmessers in die Zelle vorgedrungen. Die Verbindungsfäden wölben sich immer stärker nach aussen und erreichen alsbald die ringförmige Cytoplasma-Ansammlung am Rande der vordringenden Scheidewand. Sie verschmelzen mit diesem Ringe. Es pflegt dieses etwa 2 Stunden nach Beginn der geschilderten Vorgänge zu erfolgen. Die Tochterkernanlagen schwellen jetzt an ihrer äquatorialen Fläche an und es zeigen sich einige Ansammlungen stärker das Licht brechender Substanzmassen in ihrem Innern. Es sind das die sich differenzirenden Nucleolen. Deren Substanz sammelt sich schliesslich meist zu einer einzigen Kugel in der Mitte der

immer stärker anschwellenden Kernanlage an. Letztere wird biconvex und erhält allmählich das Aussehen des Mutterkerns, der sie zeugte. — Der Ring an dem inneren Rande der vordringenden Scheidewand hat an Dicke zugenommen. Die Chlorophyllbänder werden alsbald durch den Ring durchbrochen und ziehen sich nach den, durch die neue Scheidewand erzeugten Winkeln zurück. Die Verbindungsfäden werden nach dem Innern der Zelle gedrängt. Schliesslich treffen die inneren Ränder des Ringes auf einander und bilden eine Platte, in der wir den fehlenden Theil der Scheidewand rasch entstehen sehen. So wird die ringförmig von aussen nach innen vordringende Leiste der Spirogyren zu einer geschlossenen Scheidewand ergänzt, durch welche die beiden entstandenen Schwesterzellen getrennt werden. Die nach dem Innern der Zelle gedrängten Verbindungsfäden sind mit ihren Ansatzstellen auf die Innenseite der Schwesterkerne gerückt, sie verschmelzen schliesslich mehr oder weniger vollständig zu einem einzigen Strange. Das bei der Scheidewandbildung nicht verbrauchte, mikrosomenreiche Cytoplasma wandert an diesem Strange nach den jungen Kernen und an den Aufhängefäden weiter, den Seitenwänden der Zellen zu. Die beiden jungen Kerne rücken aber nur sehr langsam in die Mitte ihrer Zellen ein. — Der ganze Theilungsvorgang von den ersten Veränderungen am Zellkern bis zur Fertigstellung der Scheidewand nimmt etwa 4 Stunden in Anspruch.

Die Spirogyren lassen sich vorzüglich mit 1 % Chromsäure fixiren und am leichtesten mit sehr verdünntem Haematoxylin tingiren. Für die Details der Kerntheilung sind aber diese Objecte ungeeignet, so dass wir uns auf den lebenden Zustand beschränken wollen.

Diejenige Pflanze, an der die Zelltheilung am frühesten beobachtet wurde, ist Cladophora glomerata.[9]) Wir haben uns früher schon mit dem Bau derselben bekannt gemacht und wissen, dass sie vielkernig ist. Ihre Zelltheilung erfolgt, ohne von Kerntheilung begleitet zu sein. Jede Tochterzelle erhält ja so wie so eine Anzahl Zellkerne, die sich weiter vermehren können, daher Kerntheilung und Zelltheilung sich hier auch völlig unabhängig von einander zeigen. — Man kann hier Zelltheilungen zu allen Tagesstunden finden, sucht aber öfters vergebens nach denselben. Hat man eine gefunden, so ist auf andere zu hoffen, denn meist pflegen sich, wenn überhaupt, zahlreiche Zellen der Cultur zu theilen. Man erkennt die Theilungszustände leicht, da sich die Stelle der in Bildung begriffenen Scheidewand als ein heller Ring an der Zelle markirt. — Der Vorgang[10]) beginnt mit einer schwachen, ringförmigen Ansammlung von Cytoplasma in halber Länge der Zelle. Die Chlorophyllschicht weicht entsprechend zurück. Es zeigt sich jetzt die Anlage der Scheidewand als scharfe Linie. Sie dringt leistenförmig in das Zelllumen vor und drückt die Chlorophyllschicht immer tiefer ein. Die hier wenig markirte ringförmige Ansammlung von Cytoplasma bleibt an ihrer innern Kante. Zu beiden Seiten der jungen Scheidewand zwischen der eingedrückten Chlorophyllschicht und der zarten Hautschicht sammelt sich Zellsaft an;

daher der farblose Ring in der sich theilenden Zelle. Der chlorophyllhaltige Zellinhalt wird schliesslich durchschnitten und die diaphragmaartige Scheidewand in der Mitte zu einer geschlossenen Scheidewand ergänzt. Der durchschnittene, chlorophyllhaltige Zellinhalt hält sich eine Zeit lang von der neu gebildeten Scheidewand fern, um sich ihr allmählich zu nähern. — Die gebildete Querwand ist zunächst äusserst dünn und wird erst von den beiden Schwesterzellen aus allmählich verdickt. — Die Zellkerne sind zu klein, um einen Einblick in die Einzelheiten ihres Theilungsvorganges zu gestatten. Ihre Theilungstadien lassen sich durch 1 % Chromsäure sehr leicht fixiren, sind aber nur selten anzutreffen.

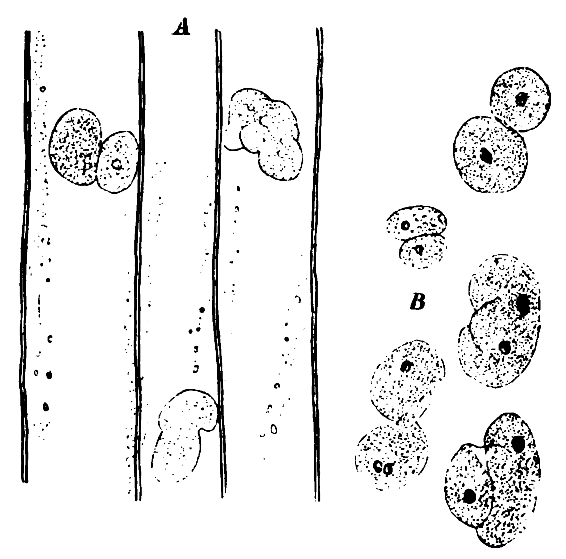


Fig. 182. **Tradescantia virginica.** Zellkerne älterer Internodien in directer Theilung. *A* nach dem Leben, *B* nach Essigsäure-Methylgrün-Behandlung. Vergr. 540.

Alle die mit innerer fadenförmiger Differenzirung verbundenen Theilungsvorgänge der Zellkerne werden als indirecte zusammengefasst und den directen gegenübergestellt, die auf einfacher Durchschnürung des Zellkerns beruhen. Solche directe Kerntheilung findet man öfters in den älteren Zellen höher organisirter Pflanzen, dann als ungewohnter Fall in den lebenskräftigen Internodialzellen der Characeen.[11])

Für die Beobachtung der directen Kerntheilung in älteren Zellen sind besonders geeignet die älteren Internodien von **Tradescantia virginica.** Ein Längsschnitt in Wasser untersucht zeigt dieselben meist in grosser Anzahl (Fig. 182 *A*). Die Zellkerne haben ihren ursprünglichen Inhalt aufzuweisen, sind aber mehr oder weniger unregelmässig, in mehrere verschieden grosse und

verschieden gestaltete Abschnitte eingeschnürt. Ist der Einschnitt einseitig, so erscheinen die Zellkerne nierenförmig, bei allseitiger Einschnürung bisquitförmig oder auch unregelmässig gelappt. In manchen Fällen haben sich die Theilstücke völlig getrennt und liegen entweder an einander oder in grösserer oder geringerer Entfernung. Die Anzahl der so getrennten Kerne in einer Zelle kann bis auf 8 oder 10 anwachsen. Dieselben sind verschieden gross. Auch die Theilstücke können sich durch Einschnürung vermehren. — Die in Einschnürung begriffenen Kerne sind in fast allen Elementen des Querschnitts zu finden, am besten in dem Markparenchym. Die dünnwandigen Elemente der Gefässbündel, die ebenfalls die gebuchteten Zellkerne führen, zeigen ausserdem sehr schöne Protoplasmaströmung. — Diese Zellkerne kann man sehr rasch mit Essigsäure-Methylgrün fixiren (Fig. 182 *B*). Sie treten dann sehr scharf hervor.

In dem Protoplasma der langen Internodialzellen der Characeen, vornehmlich bei Nitella, findet man stets zahlreiche, in directer Theilung begriffene Zellkerne. Diese Zellkerne sind langgestreckt und in mannigfaltiger Weise, oft einseitig eingeschnürt. Die Theilungen werden träge ausgeführt, so dass neue Einschnürungen entstehen, bevor die älteren zur vollendeten Trennung der Theile geführt haben. Das giebt manchem Zellkern ein unregelmässig perlschnurförmiges Aussehen. Durchschneidet man ein Internodium mit der Scheere, zieht dasselbe zwischen den beiden Schenkeln einer Pincette durch und bringt den herausgedrückten Inhalt in einen Wassertropfen, so wird man in diesem sicher zahlreiche Zellkerne finden. Sie erscheinen farblos, annähernd homogen, mit einigen Nucleolen. Von der Oberfläche der Zellkerne hebt sich eine Blase ab, die sich in Wasser als Niederschlagsmembran auf ihrer Oberfläche bildete. — Drückt man den Zellinhalt in Essigsäure-Methylgrün aus, so färben sich die Zellkerne alsbald blau, erscheinen körnig und zeigen ebenfalls eine, doch nur wenig abgehobene blasenförmig Hülle. Am besten sind die Bilder die man in Pikrin-Nigrosin erhält. Die Kerne färben sich stahlblau, die meisten derselben sind ohne Hülle. — Um die Zellkerne innerhalb der Zelle zu fixiren, eignet sich besonders Pikrinsäure. Die entsprechend ausgewaschenen Präparate werden alsdann mit Haematoxylin gefärbt. Man kann hierauf Inhaltstheile der durchschnittenen Internodialzellen herausdrücken oder mit Nadeln freilegen und in Glycerin untersuchen. — In den meisten Zellen der Nitella und den unberindeten Zellen der Chara lassen sich bei aufmerksamer Betrachtung die Zellkerne als blasse, mit dem Protoplasmastrom wandernde Gebilde, auch im lebenden Zustande erkennen.

Zum Schluss wollen wir, unsere stärksten Objective zu Hilfe nehmend, an eine Frage herantreten, deren Entscheidung von der allergrössten Wichtigkeit für die gesammte Auffassung des Pflanzenkörpers ist. Es handelt sich um die gegenseitige Verbindung der protoplasmatischen Zell-

körper der Pflanze, derart, dass dieselben ein einziges continuirliches Ganze bilden.[12]) Die günstigsten Objecte für dieses Studium geben die secundären Rinden dicotyler Pflanzen ab und wählen wir unter diesen besonders Rhamnus Frangula aus. Von einem, mindestens ein Centimeter dicken Stammtheile entfernen wir mit dem Rasirmesser zunächst das Periderm und führen nun weiter durch die grüne Rinde zarte, tangentiale Längsschnitte aus. Diese Schnitte benutzen wir, um uns über den Bau der secundären Rinde zu orientiren und untersuchen sie zu diesem Zwecke in Wasser. Wir richten unser Augenmerk vorwiegend nur auf das chlorophyllhaltige Bastparenchym, das wir aus rechteckigen, vorwiegend tangential gedehnten Zellen gebildet sehen. Diese Zellen haben mehr oder weniger stark verdickte, von weiten oder engeren, zum Theil so engen Tüpfeln, dass deren Unterscheidung schwer wird, durchsetzte Wände.[13]) Alle diese Tüpfel sind unbehöft. Ausser den Bastparenchymzellen fallen uns vor Allem noch die langen Bastfasern und die spindelförmig umschriebenen Durchschnitte der Markstrahlen auf. — Wir stellen hierauf neue tangentiale Längsschnitte durch die secundäre Rinde dar und legen dieselben in einem bereit gehaltenen Jodjodkalium-Tropfen auf den Objectträger. Diese Jodjodkaliumlösung enthält 0,2% Jod auf 1,64% Jodkalium in Wasser. Die überschüssige Jodjodkaliumlösung wird alsbald mit Fliesspapier entfernt und die Präparate mit Deckglas bedeckt. An dem Rande des Deckglases mischen wir jetzt drei Tropfen gewöhnlicher, mit einem Tropfen concentrirter Schwefelsäure, lassen die Mischung unter das Deckglas treten und saugen sie an dem entgegengesetzten Rande rasch mit Fliesspapier ab. Die Schnitte müssen sich bei dieser Operation gleichmässig dunkelblau gefärbt haben. Wir heben hierauf das Deckglas ab, waschen die Schnitte mit Wasser ab, wobei wir eventuell den ganzen Objectträger, oder auch das Deckglas, wenn die Schnitte am letzteren haften, in ein Glas mit Wasser tauchen. Sind die Schnitte gut ausgewaschen, so bringen wir einen Tropfen wässrige Anilinblaulösung auf dieselben. Diese Lösung ersetzen wir nach einigen Minuten durch Wasser und legen ein Deckglas auf, um das Präparat zu untersuchen. Nach vollendeter Untersuchung können wir einen Tropfen verdünntes Glycerin, dem etwas Anilinblau zugesetzt ist, hinzufügen, das Präparat mit Canadabalsam verschliessen und aufbewahren. Die Untersuchung ist mit den stärksten Vergrösserungen, womöglich mit Objectiven für homogene Immersion, anzustellen. Die Einwirkung der Säure war die erwünschte, wenn die Wände des Bastparenchyms so weit gequollen sind, dass sie etwa denselben Durchmesser, wie die contrahirten Zellkörper zeigen. Die Mittellamellen der Wände sind ebenfalls gequollen und eben dieser Umstand macht das Object für die Untersuchung so günstig. Die contrahirten Plasmakörper sind durch das Anilinblau schön tingirt worden. Die Umrisse der einzelnen Plasmakörper der Rindenparenchym-Zellen sind an denjenigen Flächen glatt, mit welchen sie an eine mit sehr feinen Poren versehene Zellwand grenzten, sie sind mit dickeren oder dünneren Fortsätzen versehen, dort wo die anstossende Zellwand relativ weitere Tüpfel besass. Die Fortsätze der Plasmakörper correspondiren in den benachbarten Zellen. Betrachten wir zunächst genau die gequollene Schliesshaut, die zwei be-

sonders breite, gegen einander gerichtete Fortsätze der Plasmakörper trennt. Wir finden zwischen diesen beiden Fortsätzen eine Anzahl äusserst zarter, körnig erscheinender Fäden ausgespannt. Es sind das die Plasmafäden, mit denen die benachbarten Plasmakörper auch im lebenden Zustande communicirten. Die äusseren Fäden eines solchen Complexes sind bogenförmig gekrümmt und erinnert derselbe daher auffallend an die Verbindungsfäden, die zwischen zwei Schwesterkernen ausgespannt sind. Wo die einander zugekehrten Flächen zweier Zellen glatt erscheinen, finden wir meist die Mittelschichten der Zellwand ihrer ganzen Ausdehnung nach von Fäden durchsetzt, die bei sehr starker Quellung der Wand von den beiden Plasmakörpern getrennt wurden, oder bei schwächerer Quellung noch mit denselben zusammenhängen. Diese Fäden sind in ihrer Mitte etwas angeschwollen, so dass sie spindelförmig erscheinen. In besonders günstigen Fällen zeigen sich die Spindeln in der Mitte unterbrochen und deren beiden Hälften durch äusserst zarte, körnige Fäden verbunden. Doch gilt es nach solchen Bildern oft lange zu suchen. Ueberhaupt zeigen uns nicht alle Plasmakörper ihre gegenseitige Verbindung gleichzeitig, vielmehr nur diejenigen, die bei Ausführung des Schnittes in keiner Weise gelitten hatten und die rasch durch die Jodjodkaliumlösung fixirt wurden. Die lädirten, respective die nicht rasch genug fixirten Zellen haben ihre Fortsätze eingezogen. — Diejenigen Wände, die ihrer ganzen Ausdehnung nach von feinen Fäden durchsetzt erscheinen, erwecken die Vorstellung, dass es sich im Innern derselben um dieselben Fäden handle, innerhalb welcher bei der Zelltheilung die Scheidewand angelegt wurde, um Verbindungsfäden somit die als solche verblieben wären, um die Communication zwischen den beiden Zellleibern zu unterhalten.[14]) Bei Ausbildung breiter Tüpfelflächen bleibt später die Verbindung nur innerhalb dieser bestehen, dass aber eine solche directe Verbindung durch Plasmafortsätze zwischen benachbarten Zellen besteht, scheint nunmehr sicher gestellt zu sein.

Relativ viel leichter werden wir uns von einer auch neuerdings erst festgestellten Thatsache überzeugen können, dass nämlich die Intercellularräume vielfach von protoplasmatischen Inhaltsmassen angefüllt, resp. ausgekleidet werden.[15]) Unter den zahlreichen Objecten, die hier zur Untersuchung dienen könnten, sind einjährige Zweige von Ligustrum vulgare besonders zu empfehlen.[16]) Diese legt man in absolutem Alcohol für einige Tage ein, um die Zellkörper zu härten, da beim Schneiden frischer Objecte der Zellinhalt in die Intercellularen gelangt und die erhaltenen Resultate somit unsicher macht. Durch die gehärteten Zweige führt man zarte Querschnitte, welche die primäre Rinde enthalten, aus, und legt sie in verdünnte Jodjodkaliumlösung. Man findet die Rinde gebildet von abgerundeten, ziemlich stark verdickten Zellen, welche verschieden grosse Intercellularräume zwischen sich lassen. Diese nun sieht man erfüllt oder ausgekleidet von Substanzmassen, welche durchaus die nämliche gelbbraune Färbung, wie die Inhaltskörper der benachbarten Zellen angenommen haben. Man kann die erzielten Effecte zum Theil noch steigern, wenn man nach Entfernung der Jodlösung mit ein Drittel Wasser verdünnte Schwefelsäure zusetzt und so eine Blaufärbung und ein schwaches Aufquellen der Zellwände veranlasst. Die gelbbraunen Inhaltsmassen der Zellen und der Intercellularen treten

dann noch schärfer hervor. — Eben so instructiv wie die Querschnitte erweisen sich bei entsprechender Behandlung radiale Längsschnitte. Die Rindenzellen erscheinen in dieser Ansicht etwas longitudinal gestreckt und die Intercellularräume von zum Theil bedeutender Länge.

Anmerkungen zum XXXIV. Pensum.

[1]) Vergl. zu diesem Abschnitt, Strasburger, Zellb. u. Zellth., III. Aufl.; Flemming, Zellsubst., Kern und Zellth.; Strasburger, die Controversen der Kerntheilung. In diesen Werken die übrige Literatur.

[2]) Flemming, Archiv f. mikr. Anat. Bd. XIX, pag. 317.

[3]) Flemming, Zellsubstanz, Kern etc. pag. 384.

[4]) Victor Babes, Archiv f. mikr. Anat. Bd. XXII, pag. 359 u. 361.

[5]) Für Doppelfärbungen von Geweben diese Farbstoffe zuerst vorgeschlagen von J. Macfarlane. Transact. Botan. Soc. Edinb. Bd. XIV, pag. 190.

[6]) Nach Pfitzner, Morph. Jahrb. Bd. VII, pag. 292.

[7]) Vergl. Zacharias, Bot. Ztg. 1881, Sp. 169, 827. Bot. Ztg. 1882, Sp. 611. Hoppe-Seyler, Phys. Chemie pag. 84.

[8]) Strasburger, Zellb. u. Zellth. III. Aufl., pag. 172; Ueber den Theilungsvorgang d. Zellk. pag. 49; die Controversen der Kerntheilung p. 50; auch Archiv f. mikr. Anat. Bd. XXI u. XXIII; Flemming, Zellsubst., Kern u. Zellth. pag. 315.

[9]) Von v. Mohl im Jahre 1835, Dissert., abgedruckt in Flora 1837.

[10]) Strasburger, Zellb. u. Zellth. III. Aufl., pag. 203.

[11]) Johow, Bot. Ztg. 1881, Sp. 728. Strasburger, Ueber den Theilungsvorg. d. Zellk. pag. 98, auch Arch. f. mikr. Anat. Bd. XXI. dort die Literatur.

[12]) Vergl. zur allgemeinen Orientirung: Strasburger, Bau und Wachsthum der Zellhäute, pag. 246, 1882. Zur specielleren Literatur: Thuret et Bornet, Etudes phycol. pag. 100. Frommann, Stzber. d. Jen. Gesell. f. Med. u. Naturw. 1879, pag. 55 und Beob. über Protopl. d. Pflanzenzellen; Tangl, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XII, pag. 170; Russow, Stzber. d. Dorpater naturf. Gesell. 1882, pag. 350; Strasburger, Stzber. d. Niederrh. Gesell. in Bonn, 4. Dec. 1882; Gardiner, Quart. Journ. Microsc. Sc. 1882, pag. 365; Hillhouse, Bot. Centralbl. Bd. XIV, pag. 89; Gardiner, Quart. Journ. Microsc. Sc. 1883, pag. 301 und Proceed. Royal Soc. 1883, pag. 163; Schmitz, Stzber. d. kgl. Ak. d. Wiss. in Berlin 1883, pag. 219; Russow, Stzber. d. Dorpater naturf. Gesell. Sept. 1883; Gardiner, Phil. Transact. of. the Roy. Soc. Part III. 1883 p. 817.

[13]) Dieses Object wurde von Russow empfohlen und ist auch die hier befolgte Untersuchungsmethode von ihm, in dieser zuvor citirten Mittheilung, angegeben.

[14]) Vergl. Strasburger, Ueber den Bau u. d. Wachsth. d. Zellh. pag. 248 und Russow, in der zuvor citirten Mittheilung.

[15]) Vergl. Russow l. c. pag. 19. Berthold, Ber. d. deut. botan. Gesell. II. Jahrgang, pag. 20.

[16]) Empfohlen von Berthold l. c.

Register I.

Verzeichniss der untersuchten Pflanzen.

Soweit die Pflanzen nicht frisch in Gebrauch kommen, ist dies besonders hervorgehoben; auch ist der Theil der Pflanze, respective auch der Entwicklungszustand genannt, der zur Untersuchung gelangte. Die mit Sternen bezeichneten Pflanzen sind in dem kleiner gedruckten Text behandelt.

[illegible]

[illegible]

Register III.

Reagentien, Pflanzenstoffe, Behandlung der Präparate.

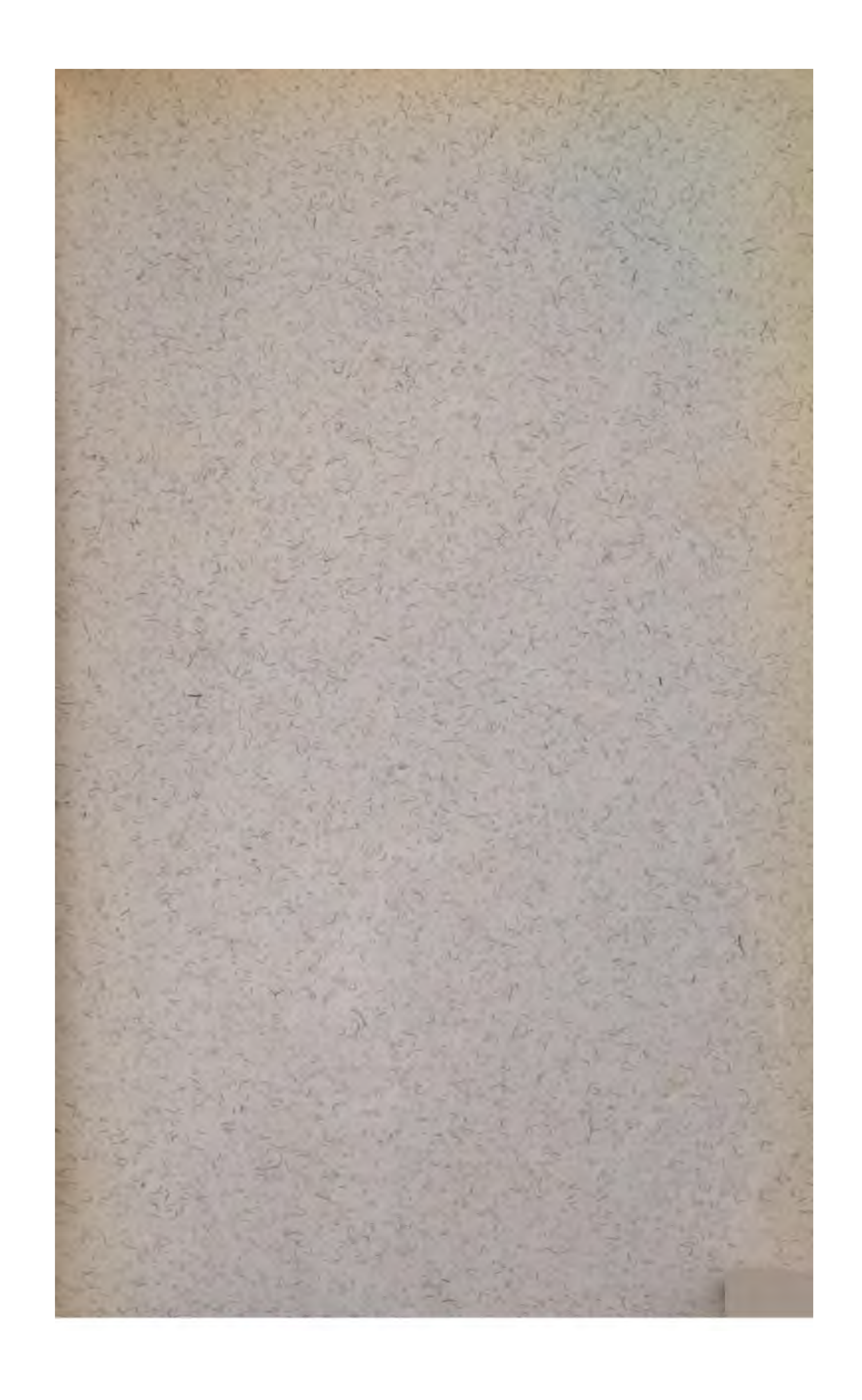
Soweit es sich um ganz specielle Reagentien, respective Farbstoffe handelt, sind dieselben, wo nicht anders angegeben, von Dr. Georg Grübler in Leipzig, Dufourstrasse Nr. 17, von Dr. Theodor Schuchardt, chemische Fabrik in Görlitz, die von Koch empfohlenen Farbstoffe auch von König, Diener am physiologischen Institut in Berlin, Dorotheenstrasse Nr. 35, zu beziehen.

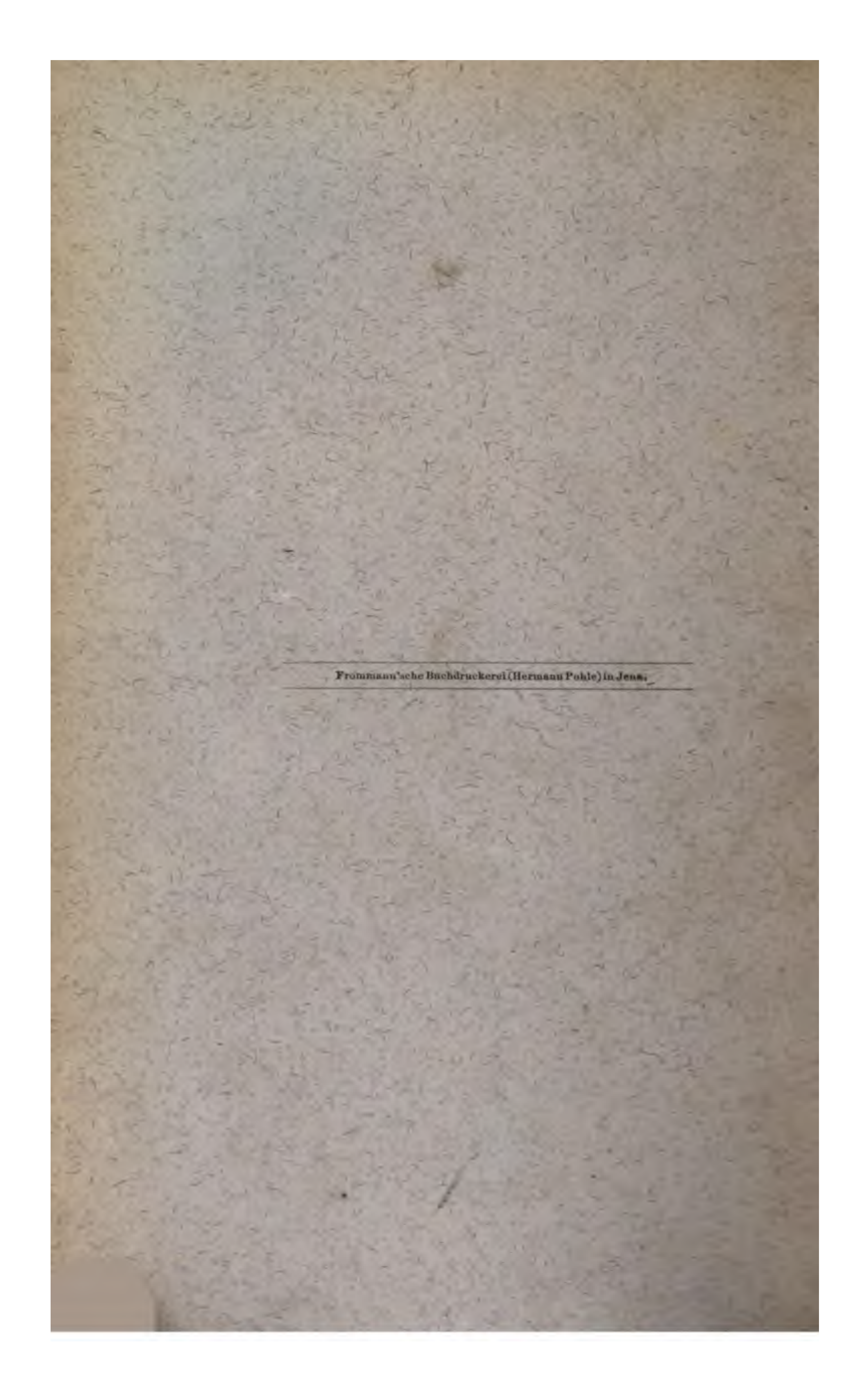
Allgemeines Register.

IV.

Druck von C. Grumbach in Leipzig.

Frommann'sche Buchdruckerei (Hermann Pohle) in Jena.





Frommann'sche Buchdruckerei (Hermann Pohle) in Jena.

